616.01
F44e3

UNIVERSITY
OF ILLINOIS
LIBRARY

THE UNIVERSITY

OF ILLINOIS

LIBRARY

616.01
F44e3

NATURAL
HISTORY
LIBRARY

OTTO HARRASSOWITZ
BUCHHANDLUNG-ANTIQ.
:LEIPZIG:

Due
APR 11 1939
APR 25 1939
APR - 4 1941
APR 18 1941
JUL 21 1950

Einfache Hilfsmittel

zur

Ausführung bakteriologischer Untersuchungen

von

H 324

Geh. Medizinalrat
Prof. Dr. M. Ficker

Dritte umgearbeitete Auflage

1921

LEIPZIG · VERLAG VON CURT KABITZSCH

Alle Rechte,
besonders das der Übersetzung vorbehalten.
Copyright by Curt Kabitzsch. 1921. Leipzig.

Druck der Universitätsdruckerei von H. Stürtz A. G., Würzburg.

616.01
F44e3

Vorwort zur dritten Auflage.

Musste man sich bei Erscheinen der zweiten Auflage dieses Büchleins fast entschuldigen, auf einfache Hilfsmittel zur Ausführung bakteriologischer Untersuchungen hinzuweisen, so ist es heute mehr denn je notwendig, mit Material und Gerätschaften zu sparen. Die Errichtung und Unterhaltung selbst kleiner bakteriologischer Laboratorien erfordern in der Jetztzeit so hohe Kosten, dass Ratschläge für Vereinfachungen nur willkommen sein können. Selbst die bestsituierten Institute müssen sich stärkste Einschränkungen auferlegen. Dass aber heute zur Seuchenbekämpfung auch einfachste Laboratorien Hervorragendes zu leisten vermögen, hat der Weltkrieg mit aller Deutlichkeit bewiesen. So sind denn auch gerade die Erfahrungen in den primitiven Feldlaboratorien hier mitberücksichtigt worden, sie dürfen den Anspruch erheben, auch im Frieden beachtet zu werden.

Die Überfülle an ärztlichem Personal in der nächsten Zeit wird sicher auch manchen Arzt in seiner Berufstätigkeit entlasten, so dass er wieder mehr freie Zeit gewinnt, die Hilfsmittel der bak-

504781

teriologischen Diagnostik eigenhändig anzuwenden; denn — wie schon in den Vorbemerkungen zur zweiten von Abel und mir besorgten Auflage ausgeführt wurde — es gibt trotz aller Fortschritte der bakteriologischen Technik mit ihren Verfeinerungen noch immer eine grosse Zahl von Untersuchungen, die mit verhältnismässig einfachen Hilfsmitteln vom praktischen Arzte und in kleinen Laboratorien von Krankenhäusern u. dergl. ausgeführt werden können. Die Untersuchung von Sekreten und Exkreten auf Tuberkelbazillen mittelst Färbung im Ausstrich, mittelst Anreicherung, ja sogar im Tierversuch, die Untersuchung auf Diphtherie- und Influenzabazillen, Gonokokken, Malariaparasiten, Syphilisspirochäten, die Stellung der Typhusdiagnose mittelst der kulturellen Blutuntersuchung und mittelst der Widalreaktion, die Prüfung von Blut, Eiter, Fäkalien usw. auf die darin enthaltenen Bakterien, die Sterilisation von Verbandstoffen und ihre Prüfung auf Keimfreiheit, die bakterioskopische Untersuchung von Milch und Wasser, selbst die dauernde bakteriologische Überwachung von Wasserversorgungsanlagen, — alles das und vieles andere mehr sind Aufgaben, die man mit Hilfe wenig umständlicher und kostspieliger Einrichtungen und Verfahren zu lösen vermag.

Wie man ein für Untersuchungen solcher Art geeignetes Laboratorium einfach einzurichten, zu unterhalten und zu betreiben vermag, dafür soll dieses Heft einige Hinweise an die Hand geben.

Bestimmte bakteriologische Untersuchungen sind allgemein oder wenigstens, soweit sie amtlichen Zwecken dienen sollen, durch Ausführungs-

bestimmungen zum Reichsseuchengesetz vom 30. Juni 1900 und in Preussen zu dem preussischen Seuchengesetz vom 28. September 1905 ausschliesslich besonders dafür bezeichneten bakteriologischen Instituten vorbehalten worden. Insbesondere sei hier auch auf die Bundesratsvorschriften vom 21. November 1917, Reichsgesetzblatt S 1069 (Veröffentl. d. K. Gesundheitsamtes, 1917, Nr. 49, S. 705) hingewiesen, durch die für das Arbeiten mit Krankheitserregern bestimmte Anordnungen erteilt sind, zu denen die einzelnen Bundesregierungen noch Ausführungsvorschriften gegeben haben. Man unterrichte sich aus ihnen zunächst, welche Pflichten man zu erfüllen hat, ehe man sich ein Laboratorium einrichtet, das zur Untersuchung von Krankheitserregern dienen soll.

Auch in weiteren nichtärztlichen Kreisen haben die früheren Auflagen dieses Schriftchens Freunde gefunden. Botaniker, Tierärzte und Apotheker sind heute gezwungen, eine weitergehende Ausbildung in der bakteriologischen Methodik zu suchen und sind vor die Notwendigkeit gestellt, kleine Laboratorien für bakteriologisches Arbeiten einzurichten. Es sei an die Tätigkeit der Apotheker für die Herstellung steriler Verbandmittel, für die Zubereitung steriler Arzneien z. B. in Ampullenform erinnert. Auch der biologische Unterricht in höheren Lehranstalten wird an den einfachsten bakteriologischen Übungen nicht länger vorbeigehen können, an einzelnen Stellen ist schon der Anfang gemacht.

Der Ausspruch eines bedeutenden Botanikers: „Die beste bakteriologische Schulung ist die medizinische Bakteriologie“ soll für alle gelten, die

sich mit Bakteriologie befassen. Erst die Verantwortung, die man beim Umgang mit Infektionserregern gegen seine Mitmenschen und sich selbst fühlt, lehrt alle die Gesichtspunkte in den Vordergrund stellen, die ein sauberes, exaktes Arbeiten gewährleisten. Es wird daher der Nichtmediziner am besten alles Manipulieren mit Bakterien so vornehmen, als wenn er Infektionserreger vor sich hätte, dann gelten alle Ratschläge der folgenden Blätter auch für ihn.

Die bakteriologische Technik in ihren wesentlichen Zügen wird im folgenden als bekannt vorausgesetzt. Einige wenige Methoden sollen trotzdem auch hier Platz finden, weil ihre rechtzeitige Anwendung von grosser Wichtigkeit sein kann und weil vielfach angenommen wird, dass sie unter einfachen Verhältnissen nicht ausgeführt werden können. Wegen aller anderen technischen Einzelheiten sei verwiesen auf Abel, Bakteriologisches Taschenbuch, 23. Auflage, Leipzig, Curt Kabitzsch, 1920. Bezugsquellen sind im folgenden nur angegeben, soweit sie besondere Bedeutung besitzen.

Berlin, Februar 1921.

M. Ficker.

Inhalt.

Seite

Vorwort.

Der Arbeitsraum 1
Das Mikroskop 7
Mikroskopische Präparate 11
1. Deckgläser. Objektträger 11
2. Ungefärbte Präparate 14
3. Gefärbte Präparate 16
4. Farblösungen 18
Einige wichtige Untersuchungsmethoden 23
1. Nachweis von Tuberkelbazillen 23
2. Nachweis von Diphtheriebazillen 25
3. Nachweis von Gonokokken 26
4. Nachweis der Syphilis-Spirochäte 26
Sterilisation 31
Nährböden 38
Züchtungsverfahren 57
Brutschränke 70
Untersuchungen besonderer Art 82
Entnahme von Untersuchungsmaterial am Krankenbett 92
Einrichtungsgegenstände für ein kleines bakteriologisches Laboratorium 95

Der Arbeitsraum.

Wer über genügende Räume verfügt, wird sich womöglich ein Zimmer eigens als Laboratorium einrichten. Jedenfalls sollten bakteriologische Arbeiten, die sich auf die Untersuchung für Menschen oder Tiere infektiöser Materialien erstrecken, nicht in jedem beliebigen Wohnzimmer ausgeführt werden. Zum Mikroskopieren sind die nach Norden gelegenen Räume am besten geeignet. Für die Vornahme einfacher Untersuchungen können auch schon im ärztlichen Sprechzimmer die nötigen Vorkehrungen getroffen werden. Ein kleiner schmaler Tisch an einem Fenster, ein grösserer verschliessbarer Schrank zur Aufnahme von Nährböden, Apparaten uud Kulturen und gegebenenfalls noch ein Wandplatz oder ein Tisch zum Unterbringen eines Brutapparates reichen schon für viele Arbeiten aus. Manche Arbeiten, wie z. B. das Herstellen und Sterilisieren der Nährsubstrate, wird man auch bei Benutzung eines besonderen Zimmers als Laboratorium lieber in der Küche vornehmen, weil dort die im Laboratorium erst anzulegenden Einrichtungen zum Kochen und zur Ableitung der sich dabei entwickelnden Dämpfe schon vorhanden sind.

Der Arbeitsraum soll so staubfrei wie möglich gehalten werden, besonders störend wirkt Heustaub. Linoleumbelag des Fussbodens ist von grossem Vorteil. Bei Holzdielen hat sich Imprägnierung mit staubbindenden Ölen bestens bewährt.

Die Temperatur in dem als Laboratorium dienenden Raume soll dauernd möglichst gleichmässig sein, damit die Entwickelung der Kulturen in regelmässiger Weise vor sich geht und die Regelung eines etwa aufzustellenden, auf Körperwärme oder bei Wasseruntersuchungen auf Temperaturen von 22—24° zu haltenden Brutapparates sich ohne Schwierigkeiten vollzieht. Zweckmässig kann es aus diesem Grunde sein, den Brutapparat auf dem Flur oder im Keller aufzustellen.

Dass jede Möglichkeit der Berührung infektionsfähigen oder verdächtigen Materials durch unbefugte Hände zuverlässig ausgeschlossen werden muss, versteht sich von selbst. Vgl. hierzu Absatz 1 des § 6 der im Vorwort zitierten Gesetzesbestimmungen.

Der Arbeitsplatz am Fenster muss möglichst hell sein und wenigstens etwas direktes Himmelslicht zum Mikroskopieren empfangen. Will man auch am Abend mit dem Mikroskop arbeiten, so kann man als Lichtquelle die verschiedensten Beleuchtungskörper verwenden: Elektrisches Licht am besten in Gestalt von Glühlampen mit mattgeschliffener Birne — gewöhnliche Glühbirnen umwickelt man mit Seidenpapier oder Verbandmull —, Gas- oder Spiritusglühlicht ohne jede weitere Vorkehrung oder zur Abblendung des seitlichen Lichtes unter Aufsetzen eines

Tonzylinders mit seitlicher Öffnung, wie man ihn beim Kehlkopfspiegeln benutzt. Zu grelles Licht kann man durch Einlegen einer Mattscheibe in den Blendenträger des Mikroskopes abmildern. Auch eine Petroleumlampe genügt zum Mikroskopieren vollständig, besonders wenn man das Licht, um ihm seine gelbe Farbe zu nehmen, durch eine Schusterkugel oder einen Rundkolben mit Kupfersulfat-Ammoniak (1000 Aqua destillata, 0,25 bis 0,5 g Kupfersulfat, $CuSO_4$, hierzu 10 ccm 25 %igen Ammoniaks oder mehr, bis das mikroskopische Bild rein weiss erscheint) fallen lässt. Die Schusterkugel oder den Glaskolben stellt man mit einer Unterlage von Papier auf ein Gestell von starkem Draht, das man sich selbst herstellt, oder auf einen eisernen Dreifuss, den man auch noch für andere Zwecke gebrauchen kann, oder auf einen leeren Holzkasten. Durch Einlegen einer leicht blauen Scheibe in den Blendenapparat des Mikroskops kann man das gelbe Petroleumlicht ebenfalls zu einem ziemlich rein weissen machen.

Die Platte des Arbeitstisches soll leicht zu reinigen und zu desinfizieren sein. Das erreicht man am besten, wenn man sie mit einer oder mehreren Platten aus gewöhnlichem grünen Glase belegt oder mit Linoleum benagelt (Linoleum ist hitzeempfindlich, daher weniger geeignet für Tischplatten, auf denen viel gekocht wird) oder indem man sie glatt hobeln lässt und mit grobem Löschpapier (Pflanzenpresspapier) bedeckt. Hierbei sind am geeignetsten eichene Tischplatten. Man kann auch die gewöhnlichen Tische mit Platten aus Lindenholz oder Ahorn in sehr brauchbare Arbeitstische umwandeln, wenn man sie beizen und

ölen lässt. Man darf aber nicht jede Beize nehmen, da sie das Abwaschen vertragen müssen. Das Verfahren nach A. Klöcker[1]) ist so einfach, dass man es auch selbst ausführen kann. Man stellt sich zwei Lösungen her: 1. 300 g Anilinhydrochlorat in 2 l Wasser; 2. 43 g Kupferchlorid, 33,5 g Kaliumchlorat, 16,5 g Ammoniumchlorid in 1/2 l Wasser. Kurz vor dem Gebrauch mischt man 4 Vol. Lösung 1 mit 1 Vol. Lösung 2 und trägt die Mischung auf das Holz mittelst Pinsels 4—5 mal mit eintägigen Pausen auf. Die Tische bleiben dann einige Tage im Lichte stehen und werden mit lauwarmem Wasser abgewaschen. Sind sie völlig trocken, so reibt man sie mittelst eines Lappens mit einem Gemisch von 1 Tl. Terpentinöl und 1 Tl. Leinölfirnis ein, bis das Holz mit Leinöl gesättigt ist. Nach 1—2 Tagen reibt man den Überschuss des Öles ab.

Sehr zweckmässig ist es, die Tischfläche des Arbeitsplatzes an ihrer Oberfläche einzuparaffinieren; man trägt das Paraffin heiss mit Plätteisen auf und glättet nach dem Erstarren die Oberfläche mit dem Messerrücken. Solche Flächen sind leicht abwaschbar und vertragen die verschiedensten Desinfektionsmittel; infektiöses Material kann nicht in das Holz eindringen.

An Stelle der Holzplatten sind für den Arbeitstisch auch sehr empfehlenswert Platten aus Xylolith.

Zur Wasserversorgung des Arbeitstisches für das Abspülen mikroskopischer Präparate und dergleichen benutzt man am besten,

[1]) Klöcker, A., Die Gärungsorganismen. Stuttgart 1900. S. 17.

falls nicht Wasserleitung in der Nähe ist, eine 2—10-Literflasche, die auf eine Konsole oberhalb des Tisches gestellt wird, mit doppelt durchbohrtem Korken oder Gummistopfen und Glasrohren wie eine Spritzflasche versehen ist und durch einen Gummischlauch mit Glasansatz und Quetschhahn Wasser in eine auf dem Tische stehende Schale (Waschschüssel, irdene Küchenschüssel oder dergleichen) zu leiten gestattet. Eine auf dem Tische stehende, mit dem Munde anzublasende Spritzflasche empfiehlt sich wegen der Infektionsgefahr (Fliegen!) nicht. Übrigens braucht man in der Regel zum Abspülen von mikroskopischen Präparaten und zum Bereiten der meisten Nährböden nur Wasserleitungs- oder Brunnenwasser, nicht destilliertes Wasser zu nehmen. Bei seltenerem Arbeiten reicht auch ein auf dem Tische stehender Küchentopf mit Schnabelausguss als Wasservorratsbehälter vollkommen aus. Schliesslich ist zum Abspülen der gefärbten Präparate nicht einmal fliessendes Wasser nötig: es kann einfach durch Eintauchen und Umherbewegen in 1—2 Wassergläsern, die immer mit reinem Leitungswasser gefüllt sind, erfolgen.

Brenner. Wo kein Gas vorhanden ist, genügt eine Spiritusflamme oder der Spirituslampenbrenner (F. und M. Lautenschläger) auf dem Arbeitstisch zum Ausglühen der Platinnadeln und Erhitzen der Ausstrichpräparate beim Färben. Eine Spirituslampe kann man sich leicht aus einem Pulver- oder Senfglas herstellen, das man mit gutsitzendem Korkstopfen versieht. Man nimmt dann den Blechdeckel eines Diphtherieversandröhrchens, entfernt dessen kreisrunde Decke, so

dass man eine kurze Blechröhre hat. Den Kork durchbohrt man so, dass diese Blechröhre gut einpasst und führt nun durch die Blechröhre einen passenden Docht. — Auch eine Petroleumlampe ist wenigstens zum Ausglühen der Platinnadeln brauchbar.

Zur Aufnahme von Abfällen dient ein grosser Steinguttopf unter dem Tische. Alles infektiöse Material ist natürlich vor Beseitigung zu desinfizieren. Deckgläschen und Objektträger wirft man in ein auf dem Arbeitstische stehendes Glas mit konzentrierter roher Schwefelsäure oder 5 %iger Lysol- oder Kresolseifenlösung. Glasgefässe, die zur Aufnahme von Nährböden dienen, soll man mit Desinfizientien möglichst nicht in Berührung bringen, da sich dann oft noch später entwicklungshemmende Einflüsse geltend machen, vielmehr kocht man sie in einem Topf mit Wasser oder im Dampfstrom aus. Flüssigkeiten desinfiziert man durch längeres Stehenlassen mit Zusätzen von Desinfektionsmitteln (Sublimatlösung mit oder ohne 3 v. H. Salzsäure, Salzsäure allein, Karbolsäure, Kresolseife, Lysol, Chlorkalk u. a., je nach Art und Menge der Flüssigkeit). Wertlose Dinge, wie Watte- und Papierabfälle, werden an einer geeigneten Stelle verbrannt.

Für die Desinfektion infizierter Hände sollte jederzeit eine nicht zu flache Schale oder Waschschüssel mit Sublimat 0,1 % oder dergl. bereit stehen. Auch Auslauffläschen mit Gummischlauch, Klemme und Glasrohr oder emaillierte an die Wand zu befestigende, den Irrigatoren nachgebildete Kästen mit Deckel, Auslauf und Hahn kommen in Frage. Man wird solche bevor-

zugen, bei denen die Hand nicht mit dem Hahn in Berührung kommt. Da die durch Fusstritt zu öffnenden in der Regel zu kostspielig und nicht leicht zu improvisieren sind, so kann man dem Vorgehen von Gütig (Münch. med. Wochenschr. 1916, S. 1378 Feldärztl. Beilage) folgen und eine Klemme am Hahn fixieren: damit ist der Hebelarm verlängert und der Hahn mit dem Ellbogen zu öffnen und zu schliessen.

Das Mikroskop.

Das Mikroskop, das wichtigste Handwerkszeug des Bakteriologen, ist der einzige Gegenstand, für den man notwendig eine erhebliche Summe anlegen muss. Falsche Sparsamkeit in diesem Punkte rächt sich oft empfindlich. Von billigen Instrumenten kann man nicht gleich gute Leistungen wie von kostspieligeren erwarten, man erhält von ihnen weniger deutliche Bilder, begeht gar infolge davon Irrtümer und wendet vielleicht Mühe und Zeit umsonst auf. Man knausere also bei der Anschaffung eines Mikroskopes nicht und wende sich an eine der bekannten bewährten Firmen, deren Mikroskope zwar nicht billig, aber auch ausgezeichnet sind. Für die landläufigen Untersuchungen genügt ein Mikroskop mit schwacher und starker Trockenlinse, Ölimmersion, schwächerem und stärkerem Okular, Abbeschem Beleuchtungsapparat, Irisblende, Revolver, Mikrometerschraube und festem Objekttisch. Zweckmässig übergibt man das Mikroskop vor dem Kaufe einem Sachverständigen zur Prüfung. Auf jeden Fall tue man dies, wenn man sich zum

Ankaufe eines der billigen Instrumente entschliessen will, wie sie ständig von manchen Firmen als sogenannte „Bakterienmikroskope“ in den medizinischen und naturwissenschaftlichen Fachblättern angepriesen werden. Es ist nicht unbedingt gesagt, dass diese Mikroskope nichts taugen; wir haben deren gesehen, die für einfache Untersuchungen vollständig ausreichten. Wer aber nicht selbst schon ein sehr erfahrener Mikroskopiker ist, hole jedenfalls erst das Gutachten eines sachverständigen Beraters ein, ehe er solch ein Instrument erwirbt. Auf eine Beurteilung der Leistungsfähigkeit des Mikroskopes durch Betrachtung der den Instrumenten in der Regel beigegebenen Diatomeenpräparate lasse man sich nicht ein; nur ein Fachmann weiss, was alles von Einzelheiten ein wirklich gutes Mikroskop an derartigen Präparaten sichtbar machen muss. Besonderer Wert ist auch zu legen auf eine gute Zentrierung der verschiedenen Objektivlinsen, damit man ohne Schwierigkeit die gleiche Stelle eines mikroskopischen Präparates abwechselnd mit schwacher und starker Linse einstellen und betrachten kann.

Als Testobjekte sind geeignet: Fuchsinpräparate von Blut- oder Organausstrichen von Schweinerotlauf oder Mäusesepsis, ferner Giemsapräparate von Reizserumausstrichen mit Spirochaeta pallida.

Dunkelfeld.

Bei der grossen Bedeutung des Nachweises der Syphilisspirochäten sollte auch in einfachsten

Laboratorien ein Dunkelfeld nicht fehlen. Die Dunkelfeldbeleuchtung lässt unter Verwendung intensiver Lichtquellen feinste Körper auf dunklem Grunde hell aufleuchten. Sie wird vor Allem zur Syphilisdiagnose benützt. Die Beobachtung der Spirochaeta pallida im lebenden Zustand im Dunkelfeld ist für die Diagnosestellung allen anderen Präparationen überlegen. Es finden Verwendung die Spiegelkondensoren von C. Reichert oder C. Leitz und der Paraboloidkondensor von C. Zeiss.

Die Dunkelfeldkondensoren werden entweder als Steck-Kondensoren hergestellt, die an Stelle des Abbeschen Kondensors in dessen federnde Hülse eingeführt werden, oder als sogenannte Plattenkondensoren, die nach Ausschalten des Abbekondensors auf dem Mikroskoptisch aufgelegt, zentriert und an ihm befestigt werden.

Die Plattenkondensoren werden auch als Wechselkondensoren ausgeführt, die es gestatten, dieselbe Stelle des Präparates in unmittelbarer Aufeinanderfolge bei Dunkel- und bei Hellfeldbeleuchtung zu untersuchen.

Um rasch einen Überblick im Präparate zu erzielen, verwendet man ein mittelstarkes Trockenobjektiv mit einem starken Okular für feinere Untersuchungen: Die Immersionslinse, die mit einer besonderen trichterförmigen Blende versehen sein muss, durch welche die Apertur des Objektives auf 0,9 herabgesetzt wird, mit Okular IV. Die geeignetste Beleuchtung ist Sonnenlicht. Von künstlichen Lichtquellen ist für alle Untersuchungen eine kleine Bogenlampe, 4—5 Amp. Stromstärke (Liliputbogenlampe), mit Hand- oder

automatischer Regulierung, die unter Zwischenschaltung eines entsprechenden Widerstandes an jede Zimmerleitung angeschlossen werden kann, die beste.

Für die Beobachtung der Syphilisspirochäten genügt aber auch Nernstlicht oder die sehr empfehlenswerte Spezialhalbwattlampe von 100 Kerzen in einem besonderen Gehäuse mit Linse (Starrlampe von Reichert).

Ausreichend sind auch die neue Mikroskopier-Nitralampe (mit Schusterkugel) von Zeiss sowie die Mikroskopierlampe nach Ehlers von Zeiss, beide für elektrischen Strom, die letztere kann durch zwei kleine Taschenbatterien (Exportbatterien) gespeist werden, ermöglicht also Dunkelfeldanwendung während Betriebsstörungen oder bei Fehlen elektrischer Leitung.

In jüngster Zeit wird auch ein Niedervoltlämpchen, welches direkt an dem Spiegelkondensor angebracht ist und bei Wechselstrom unter Zwischenschaltung eines Transformators, bei Gleichstrom eines Widerstandes, an jede Zimmerleitung angeschlossen werden kann, von Reichert-Wien in den Handel gebracht. Dieses Lämpchen kann auch mit einem Akkumulatoren oder Trockenbatterie gespeist werden.

Wo nur Gaslicht vorhanden ist, wird eine Grätzinlampe (Hänge-Gasglühlicht) in Verbindung mit einer Beleuchtungslinse oder einem Wasserkölbchen (Schusterkugel) verwendet.

Ist weder elektrisches Licht noch Gas vorhanden, so bedient man sich einer Azetylenlampe (Azetylenstarrlampe) oder einer Press-Spiritus-

Auerlampe — beide mit Beleuchtungslinse — oder des oben erwähnten Niedervoltlämpchens mit Akkumulatoren oder Trockenbatterie der Firma Reichert-Wien oder der Ehlerschen Lampe der Firma C. Zeiss-Jena. Auch mit Hilfe einer guten elektrischen Taschenlaterne gelingt es, Dunkelfeldbilder zu bekommen. Bei allen Untersuchungen im Dunkelfeld ist das Beobachten wesentlich erleichtert, wenn man das Zimmer durch Herablassen von Jalousien oder Rouleaux verdunkelt. Zur Fernhaltung von Licht- und Wärmestrahlen kann man zwischen Kopf des Beobachters und Lichtquelle einen schwarzen Pappschirm bringen, den man an seinem unteren Teil mit einem halbkreisförmigen Ausschnitt für den Durchgang der Lichtstrahlen zum Spiegel versieht.

Mikroskopische Präparate.

1. Deckgläser und Objektträger.

Deckgläschen muss man sich in guter Qualität (nicht über 0,16 mm dick) von einer zuverlässigen Firma kaufen, ebenso für hängende Tropfen hohlgeschliffene Objektträger, von denen übrigens einige wenige genügen, da sie immer wieder benutzbar sind; beim Einkauf achte man darauf, dass die Ausschliffshöhlung nicht zu flach und ihr Durchmesser nicht grösser als das Deckglas ist. Das übliche Deckglasformat ist 18 mm im Quadrat, also muss der Durchmesser des Ausschliffs etwas kleiner sein.

Gewöhnliche Objektträger kann man zur Not von jedem beliebigen Glaser nach Muster eines gekauften aus möglichst farblosem Glase

schneiden lassen. Hat man einen Diamanten, so kann man sie auch aus zerbrochenem Fensterglas oder alten photographischen Platten leicht fertigen. Man denke aber daran, dass viele Glassorten stark angreifbar sind, Präparate auf beliebigen Objektträgern daher bei Aufbewahrung durch Ausziehen der Farben usw. leiden können. — Das übliche Format ist 26 × 76 mm.

Reinigung gebrauchter Objektträger und Deckgläser.

Da Objektträger und Deckgläser heute zu den kostspieligeren Gebrauchsgegenständen im Laboratorium gehören, sei auf einige Verfahren zur Reinigung der gebrauchten Gläser hingewiesen. Vor dem Einlegen in die Reinigungsflüssigkeiten wird man Öl, Vaseline, Balsam, Präparatereste möglichst vollständig durch Abwischen mit Fliesspapier entfernen.

1. Sind die gebrauchten Objektträger und Deckgläser, wie S. 11 empfohlen, von vornherein in konzentrierte Schwefelsäure eingelegt, so wird die Säure, die immer wieder benutzbar ist, abgegossen, die Gläser schüttet man dann in eine irdene Schüssel und wäscht, bis die Säure verschwunden. Danach Kochen in 5—10%iger Sodalösung ¼ Stunde, mit Wasser spülen, bis Reaktion neutral, danach putzen.

2. Statt der konzentrierten Schwefelsäure ist noch besser eine Chromatmischung, z. B. chromsaures Natron 1 Teil, 25%ige Schwefelsäure 4 Teile, dann wie oben weiter.

Die in Lysol, Kresolseifenlösung usw. aufbewahrten Gläser werden erst von dem Desinfek-

tionsmittel befreit und gewässert, dann Anwendung des Verfahrens 2 oder eines der folgenden:

3. Verfahren von van Ermengem und Hinterberger:

Gläser wiederholt kochen in Kaliumbichromat-Schwefelsäure. Man stellt sich 6%ige Lösungen von Kaliumbichromat und Schwefelsäure her, mischt beide kalt. Nach dem Kochen Wässern bis Säure verschwunden. Aufbewahren und Waschen in Alkohol.

4. Nach Zettnow: 10 Min. kochen in ähnlicher Mischung wie unter 3 (100 g Kaliumbichromat lösen in 1 Liter heissem Leitungswasser, dazu 100 g rohe Schwefelsäure), danach Wässern, Nachspülen mit 5%iger Natronlauge, nochmals 5 Min. in der Chromatmischung kochen, Wasser spülen. Alkohol.

5. Nach Peppler: Kochen in 4%iger Kaliumpermanganatlösung ½ Stunde unter Umrühren mit Holzstab. Wasserspülen unter Schütteln und Umrühren, bis Spülwasser farblos. Danach ½ Stunde (unter Abzug) kochen in verdünnter Salzsäure (1:4), Wasserspülen, bis sich Lackmuspapier nicht mehr rötet. —

Mit Tuberkelbazillen beladene Gläser sollen immer weggeworfen und nicht mehr benutzt werden, da die üblichen Reinigungsverfahren hier nicht immer ausgereicht haben, die Bazillen zu entfernen.

Zur Befreiung der Objektträger und Deckgläser von Fett ist durchaus nicht der teuere Alkohol oder Alkohol-Äthermischung nötig. Mit heissem Wasser und Seife gelingt es meist sofort, das Fett zu entfernen. Auch Benzin ist geeignet. In vielen Fällen genügt einfaches (vorsichtiges)

Erhitzen über der Bunsenflamme, zweckmässig legt man sie dabei auf ein Drahtnetz oder lässt sie nach dem Erhitzen auf einem schlechten Wärmeleiter (Holz) erkalten.

2. Ungefärbte Präparate.

Die Untersuchung der lebenden Bakterien im ungefärbten Präparat geschieht so, dass man das Material (eventuell mit Kochsalzlösung oder Bouillon verdünnt) zwischen ein Deckglas und gewöhnlichen Objektträger gibt oder besser und gefahrloser, indem man mittelst hohlgeschliffenen Objektträgers einen hängenden Tropfen fertigt. Bei der Herstellung des letzteren wird für gewöhnlich zur Umrandung des Ausschliffs Vaseline benutzt, man kommt aber auch mit gewöhnlichem Wasser aus, das man mittelst Pinsels oder feinen Glasstabs um den Ausschliff herumführt. Will man Deckgläser sparen, so kann man auf demselben Deckglas 2, 3 und mehr Tropfen besichtigen, wenn man sie mittelst kleiner Öse aufträgt und nach Besichtigung durch Beigabe einer Nadelspitze von Farbe kenntlich macht. Damit das Öl, das an der anderen Seite des Deckglases haftet, bei der erneuten Beschickung des letzteren mit weiteren Tropfen nicht den Arbeitsplatz verschmiert, fasst man das Deckglas mit der Cornetpinzette oder legt es mit der Ölseite nach unten auf den aufrechtgestellten Metalldeckel eines Stuhlversand- oder Diphtherie-Entnahmeapparates.

Hat man keinen hohlgeschliffenen Objektträger zur Hand, so kann man sich, wenn es

sich nicht gerade um Besichtigung mit der Ölimmersion handelt, sondern um solche, bei denen man mit schwachem oder starkem Trockensystem auskommt, der Strasburgerschen feuchten Kammer bedienen, die schnell herstellbar ist: man fertigt aus Pappe Stücke, die etwas grösser als die vorrätigen Deckgläser sind. In der Mitte schneidet man ein quadratisches Stück aus, das kleiner als das Deckglas ist oder man bohrt mit Korkbohrer ein Loch von der Grösse des Ausschliffes der üblichen hohlgeschliffenen Objektträger (also ca. 1,2 cm im Durchmesser), feuchtet die Pappe mit Wasser an und legt das Deckglas mit dem Tropfen nach unten auf das Papploch. Ist die Pappe zu dünn, so schneidet man mehrere Stücke und legt sie übereinander.

Für die Beobachtung im Dunkelfeld ist die Untersuchung im hängenden Tropfen nicht möglich, sondern man beobachtet in der Flüssigkeitsschicht, die sich zwischen einem ebenen Objektträger und einem Deckglas ausbreitet.

Die Objektträger müssen hierbei eine bestimmte Dicke haben, die am Spiegelkondensor aufgraviert ist (zumeist 1 mm). Objektträger und Deckgläser müssen sorgfältig gereinigt werden, am besten durch Abspülen mit Wasser und Trocknen an reinen fettfreien Tüchern (gegen einen dunklen Untergrund gehalten dürfen keine grauen Aufhellungen an den Gläsern erscheinen).

Über Konservierung ungefärbter Präparate vgl. S. 18. — Ein anderes Verfahren besteht darin, dass man die Ausstriche in fest verschlossenen Glaszylindern aufhebt, die Chlorkalzium enthalten (Exsikkatoren).

3. Gefärbte Präparate

fertigt man, soweit es irgend angeht, auf Objektträgern an. Deckgläschen sind teurer und sehr zerbrechlich; beim Putzen zu neuer Benutzung nach gemachtem Gebrauch geht unvermeidlich eine Menge von ihnen in die Brüche. Objektträger sind widerstandsfähiger und, da man sie kräftiger bearbeiten kann, auch leichter zu reinigen. Man fixiert das Untersuchungsmaterial auf ihnen wie auf dem Deckgläschen durch Antrocknenlassen und mehrmaliges Durchziehen durch die Flamme. Beim Färben, Abspülen, Gegenfärben usw. hält man die Objektträger mit dem nicht beschickten Teile zwischen zwei Fingern; man kann aber auch zwei Cornetsche Deckglaspinzetten oder besonders konstruierte Objektträgerhalter, z. B. den Abelschen, benutzen, um sie zu fassen und aus der Hand zu stellen. Besteht die Aufgabe, mehrere Präparate zu gleicher Zeit zu färben, so kann man sich ein Objektträgergestell improvisieren, indem man zwei gleichlange und gleichdicke Glasstäbe mit Plastilin auf zwei gleichhohe Holzklötzchen parallel befestigt. Für Tuberkelbazillenfärbungen legt man die Glasstäbe auf zwei Ziegelsteine und kann die Farbflüssigkeit durch vorsichtiges Erwärmen mit einer unter den Objektträgern hin und her bewegten Bunsen- oder Spiritusflamme leicht bis zur Dampfbildung bringen. Die Glasstäbe kann man auch durch ein rechtwinklig gebogenes Gestell aus Glasstab oder Glasrohr ersetzen. Ein Färbegestell aus einer Papiermachéschale, wie sie in der Photographie zur Plattenentwickelung benutzt wird, stellt H. Kritzler[1])

[1]) Münch. med. Wochenschr. 1920. Nr. 49. S. 1412

so her, dass er mittelst eines Nagels in die beiden kürzeren Wände je 2 Löcher einschlägt und durch diese den Längswänden parallel Stricknadeln einführt (die etwas dicker als der verwendete Nagel sein müssen). — Nach dem Färben und Abspülen lässt man den Objektträger entweder an der Luft trocken werden oder man trocknet ihn mit Fliesspapier ab, nur durch Aufdrücken des Papieres, ohne zu wischen, damit man nicht das aufgestrichene Material herunterreibt. Dann bringt man Immersionsöl auf die beschickte Stelle und untersucht ohne Deckglas. Nach Abtupfen des Öles mit Fliesspapier oder vorsichtiger Abspülung des Öles mit Xylol kann man die Präparate jahrelang in brauchbarem Zustande aufbewahren, übrigens auch, wenn die Farben ausbleichen sollten, leicht wieder auffärben.

Einschlussmittel.

Besonders wichtige Stellen der Objektträgerausstriche kann man besonders schützen, indem man auf das sie bedeckende Immersionsöl ein Deckglas legt. Das Öl erstarrt binnen kurzem und hält das Deckglas fest. Überhaupt ist das meist geübte Einbetten von Präparaten in Kanadabalsam entbehrlich und schon deswegen nicht ratsam, weil der Balsam bisweilen die Farben aus dem Präparate auszieht. Das Einlegen der Präparate, Ausstriche wie Schnitte, in Immersionszedernöl — zumal das käufliche eingedickte — ist schonender und auch bequemer, da dieses Öl so wie so stets für das Mikroskopieren vorrätig gehalten werden muss. Schlechte Öle ziehen natür-

lich auch die Farben aus. Paraffinöl als Einschlussmittel für Romanowsky-Präparate empfiehlt Giemsa (Umrandung des Deckglases mit Wachs oder Kitt). Dasselbe Öl ist auch als Konservierungsflüssigkeit für ungefärbte Trockenausstriche sehr geeignet: vor dem Färben entfernt man das Paraffin durch Abtupfen, dann mehrfaches Xylolbad und Alkoholhärtung. Will man Kanadabalsam benutzen, so kaufe man ihn in Metalltuben, da er darin vor Eintrocknung geschützt ist und sich dauernd brauchbar erhält. Über Mastisol als Einbettungsmodium für mikroskopische Präparate[1]) sowie über Taffonal[2]) (Harzlösung zum Befestigen erster Verbände von der Fa. Beiersdorf und Cie., Hamburg), das ebenfalls als Ersatz für Kanadabalsam empfohlen wird, fehlen mir eigene Erfahrungen.

4. Farblösungen.

Für die gewöhnlichen Bakterienfärbungen kommt man mit einigen wenigen Farbstoffen aus. In der Regel werden Methylenblau, Fuchsin und Gentianaviolett genügen. Man beziehe die Farbstoffe aus einer guten Quelle, wie z. B. von Dr. G. Grübler und Cie. (Inh. Dr. K. Hollborn) in Leipzig, woher man auch fertige Farblösungen zu angemessenen Preisen erhält. Zur Herstellung einfacher Lösungen hält man sich gesättigte Lösungen (Stammlösungen) der Farbstoffe in absolutem Alkohol (es soll stets ungelöster Farbstoff am Boden der Flasche liegen) vorrätig und

[1]) Rostock, P. Münch. Med. Wchschr. 1914. 24. Novbr.
[2]) Kauffmann, ebda. 1915. S. 174.

gibt davon zum Färben bei Bedarf so viel in ein Reagenzglas mit destilliertem Wasser, dass die Lösung eben noch gut durchsichtig ist. Es ist aber nicht richtig anzunehmen, dass man zur Herstellung guter Bakterienfarblösungen von alkoholischen Lösungen ausgehen müsse. Will man Alkohol sparen, so kann man einfach 0,1 bis 1 %ige wässerige Farblösungen anwenden, die zur Haltbarmachung von Zeit zu Zeit im Wasserbad stark erhitzt werden. Natürlich sind sie häufiger zu erneuern. Man kann auch jedesmal die Farblösung frisch herstellen, indem man von dem Farbstoff unmittelbar ein wenig (kleine Messerspitze) in ein Reagenzglas mit 5—10 ccm dest. Wasser wirft und unter kräftigem Schütteln sich lösen lässt, damit ist die oben angegebene Farbstärke (0,1—1 %) erreicht. Am einfachsten ist es, die Farbstoffe überhaupt nur in der Form der verstärkten Farblösungen, die man so wie so haben muss, vorrätig zu halten, nämlich als Loefflersches Methylenblau, als Ziehlsches Karbolfuchsin und als Karbolgentianaviolett. Man kann diese Lösungen leicht selbst herstellen oder sie von einer guten Firma beziehen oder aber sie auch unter Angabe der Vorschrift und am besten unter Lieferung der Farbstoffe in einer Apotheke anfertigen lassen. Alle drei Lösungen sind, mit destilliertem Wasser in guten Flaschen angesetzt, lange haltbar. Die Karbolgentianaviolettlösung ist in manchen Fällen auch zur Ausführung der Gramschen Färbung an Stelle des sehr leicht zersetzlichen Anilinwassergentianavioletts verwendbar; zur Gegenfärbung dient dabei stark verdünntes Karbolfuchsin (1 Teil konz. Karbolfuchsin, 14—19 Teile aqua dest.).

Schwierig herzustellende Farblösungen, wie z. B. die Giemsaschen zur Färbung der Syphilisspirochäten und der Malariaplasmodien, bezieht man am besten fertig, wenn man nicht sehr viel Zeit und Sorgfalt auf ihre Bereitung verwenden kann (vgl. auch S. 22). Säuren, Jodjodkalilösung, Alkohol und andere beim Färben gebrauchte Flüssigkeiten liefert jede Apotheke und jede gute Drogenhandlung.

Aufbewahrung der Farblösungen.

Man kann die Farblösungen in Flaschen mit Glasstopfen oder, was im Gebrauch sehr bequem ist, in Tropffläschchen aufbewahren. Doch muss man dabei mit der Unannehmlichkeit rechnen, dass die Glasstopfen bei seltenem Gebrauch der Lösungen häufig weder herauszubringen noch, bei den Tropfflaschen, zu drehen sind. Besser ist daher die Aufbewahrung in Flaschen mit Gummistopfen oder dicht schliessenden guten Korken. Wer häufiger Färbepräparate anzufertigen hat, füllt die Lösungen in Opodeldokflaschen (aus jeder Apotheke erhältlich), durchbohrt die Korkstopfen und steckt Glasröhrchen, die man selbst von längeren Glasrohren abschneidet und an den Enden rund schmilzt, durch die Bohrung hindurch, so dass ihr unteres Ende in die Lösung eintaucht und das obere, in das man einen kleinen Wattebausch einschiebt, den Korken um etwa 3 cm überragt. Die Röhrchen dienen als Pipetten zur Entnahme der Farbstofflösung. Pipetten mit Gummihütchen empfehlen sich nicht, weil der Gummi mit der Zeit unelastisch wird, ausserdem sind die Flaschen mit eingeschliffenen Gummihütchenpipetten teuer.

Vereinfachungen für die Färbung. Farbträger. Farbstifte. Farbtabletten. Farbkapseln.

Mannigfache Vereinfachungen für die Färbungen sind angestrebt worden, um die Farblösung jederzeit frisch wirksam zu haben, ferner um das Abwiegen zu vermeiden und um die Farbstoffe leicht transportabel zu machen (auf Reisen, Expeditionen in den Tropen, im Felde usw.).

So kann man Fliesspapierstreifen mit den Stammlösungen tränken, trocknen und aufbewahren. Im Bedarfsfalle taucht man sie in Reagenzgläschen mit Wasser ein, die Lösung ist sofort brauchbar. Solche Fliesspapierstreifen (Farbträger nach Blücher) sind auch im Handel zu haben (Klönne und Müller, Berlin NW 6), sie sind so geschnitten, dass sie für Objektträgerpräparate benutzt werden können: man legt den Streifen auf den Objektträger und befeuchtet. Wer mit Deckgläser arbeitet, zerschneidet den Streifen in entsprechende Stücke, dabei ist aber zu beachten, dass die Stücke kleiner sein müssen als das Deckglas, damit nach dem Befeuchten die Farbe nicht überläuft.

Weitere Vereinfachungen bieten die Farbstoffe in Form von Farbstiften und Farb-Tabletten. Die Farbstifte in Form von Taschenbleistiften werden auf Veranlassung von E. Friedberger[1]) bei P. Altmann-Berlin hergestellt. Die Anwendung ist eine äusserst ein-

[1]) Münch. med. Wochenschr. 1916. Nr. 47. S. 1675.

fache: Das fixierte Objektträger- oder Deckglaspräparat wird mit Wasser (Brunnen-, Leitungs- oder destilliertem Wasser) beträufelt. Es genügt ein einmaliges kurzes Eintauchen und Umrühren des Stiftes in dem Wasser, um nach wenigen Sekunden Färbungen von Eiter, Gonokokken usw. zu erzielen. Neben dem Universalstift (violett) werden noch ein Karbolfuchsinstift zur Tuberkelbazillenfärbung, ein Giemsa-, sowie ein Rot- und Blaustift (zur Nachfärbung bei der Gramschen bezw. Tuberkelbazillenfärbung) ausgegeben.

Wo es irgend möglich ist, wird das Arbeiten mit bekannten Farbstoffkonzentrationen vorzuziehen sein In dieser Hinsicht sind sehr bequem die Farbstofftabletten, wie sie von Dr. Grübler-Leipzig und der Firma Bram-Leipzig in den Handel gebracht werden. Die Grüblerschen Tabletten werden zu 0,25, 0,5 und 1,0 g hergestellt. Die Tabletten sind vor dem Lösen zu zerreiben. Um das zu vermeiden, werden die Farbstofte abgewogen auch in Kapseln abgegeben, womit sie gleichzeitig gegen äussere Einflüsse bei der Aufbewahrung geschützt sind. Gut haltbar und leicht transportabel für die Giemsafärbung ist Giemsas Azurgemisch in Kapseln zur Bereitung von 25,0, 50,0 und 100,0 Lösung für die Romanowskyfärbung.

Sie werden im Bedarfsfall einfach in abgemessener Menge heissen Wassers gelöst (mit Ausnahme der Tabletten für Azurblau und Eosin-Methylenblau, für welche besondere Lösungsvorschriften beigegeben werden).

Einige wichtige Untersuchungsmethoden.

Wegen der Ausführung der Färbemethoden im einzelnen muss auf die Lehrbücher der bakteriologischen Technik verwiesen werden. Hier soll nur auf einige für die Praxis wichtigeren Untersuchungsmethoden eingegangen werden und zwar auf den Nachweis

1. von Tuberkelbazillen,
2. von Diphtheriebazillen,
3. von Gonokokken,
4. von Syphilisspirochäten.

1. Nachweis von Tuberkelbazillen.

Wir bevorzugen die Färbung auf Tuberkelbazillen nach Ziehl-Neelsen:

1. Lufttrockenes und fixiertes Präparat färben mit konzentriertem Karbolfuchsin unter Erwärmen bis zur Dampfbildung.
2. Stehenlassen in der Farbe 1—2 Minuten.
3. Entfärben ganz kurz (höchstens 5 Sekunden) mit 5%iger Schwefelsäure und
4. Abspülen mit 70%igem Alkohol.
5. Nachfärben mit verdünntem Löfflerschen Methylenblau. Nach Marx[1]) ist an Stelle des 70%igen Alkohols auch denaturierter Spiritus verwendbar.

Von der sehr bequemen und daher viel beliebten Benutzung solcher Lösungen, die Entfärbung und Gegenfärbung mittelst einer Flüssigkeit gestatten, sei im Allgemeinen abgeraten; sie sind dadurch unsicher, dass sie nicht mit dem

[1]) Münch. med. Wochenschr. 1920. Nr. 2. S. 61.

Auge verfolgen lassen, wie weit in jedem Augenblicke die Entfärbung des Präparates gediehen ist. Hält man indessen die angegebenen Zeiten genau inne, so ist von diesen vereinfachten Methoden die von Pappenheim zur Entfärbung und Nachfärbung angegebene Corallin-Methylenblau-Methode empfehlenswert.

1. Färben in konzentriertem Karbolfuchsin wie oben,

2. ohne Abspülen sofort in Corallin-Methylenblau (1 Teil Corallin [Rosolsäure], 100 Teile absol. Alkohol mit 6 g Methylenblau gemischt, dazu 20 Teile Glyzerin), 1 Minute darin leicht bewegen.

3. Wasserspülen, Trocknen, Einschluss in Balsam oder Öl.

Einen schwarzen Teller, auf dem man die zur Untersuchung geeignetsten Teilchen verdächtiger Sputa, die sogenannten Linsen zur Untersuchung auf Tuberkelbazillen am leichtesten wegen des Farbenkontrastes auffinden kann, fertigt man sich selbst, indem man die Oberseite eines Suppentellers bis auf einen Streifen am Rande mit Asphaltlack überzieht und trocknen lässt. Es genügt aber auch eine Glasschale (Sauermilchschale), die man auf eine schwarze Unterlage (Papier oder anderes) stellt.

Unter den

Anreicherungsverfahren

sind die Antiforminverfahren zuverlässig und bequem, z. B. das Lorenzsche Verfahren:

2—10 ccm Sputum werden mit der 2—3fachen Menge 15%igen Antiformins 5 Minuten lang in

einem mit Gummistopfen verschlossenen Reagenzglase kräftig geschüttelt bis zur Homogenisierung. Nach Entfernung des Stopfens kurzes Aufkochen. Danach 15 Minuten zentrifugieren, abgiessen, Bodensatz mit wenig Wasser auf Objektträger verreiben, trocknen, fixieren usw.

2. Nachweis von Diphtheriebazillen.

In der übergrossen Mehrzahl der Fälle muss die Diphtheriediagnose durch den kulturellen Nachweis erhärtet werden, in manchen Fällen aber ist man berechtigt, schon aus den direkt vom Abstrich hergestellten Präparaten die Diagnose zu stellen. Man färbt diese „Originalpräparate"

1. mit Fuchsin,
2. nach Gram,
3. Körnchenfärbung nach M. Neisser. Lösung a: Methylenblau med. Höchst 1 gelöst in 20 Alkohol absol., hierzu 950 aqu. dest. und 50 Acid. acet. glac. Zu 2 Teilen dieser Lösung a gibt man 1 Teil der Lösung b: Kristallviolett Höchst 1 Alkohol absol. 10, Aqu. dest. 300. In diesem Gemisch a + b 1—3 Sekunden färben, dann Wasserspülen, dann Nachfärben mit Chrysoidin (1 g in 300 ccm kochendem Wasser gelöst) 3 Sekunden. Es genügt auch beide Lösungen nur 15—20 Sekunden einwirken zu lassen (R. Scheller).

Präparat 1 muss zahlreiche charakteristisch gestaltete und gelagerte Bazillen aufweisen. Präparat 2 muss zeigen, dass diese Bazillen nach Gram gefärbt bleiben und Präparat 3 soll positive Körnchenfärbung ergeben. (Die Körnchen müssen wahrnehmbar in den gelbbräunlich gefärbten charak-

teristischen Bazillen sein.) — Bei Unsicherheiten im Originalpräparat muss die Kultur entscheiden. —

3. Nachweis von Gonokokken.

I. Färbung mit Löfflerschem Methylenblau.

a) Verdächtigen Eiter (Fäden, Harnsediment) auf Objektträger zu gleichmässig-dünner Schicht ausbreiten, lufttrocken werden lassen, dreimal durch Flamme ziehen.

b) 10—30 Sekunden mit Löfflerschen Methylenblau färben.

c) Wasserspülen, trocknen zwischen Fliesspapier, kurz durch die Flamme ziehen, Untersuchung direkt (ohne Deckglas) mit Ölimmersion. Gonokokken dunkelblau auf hellblauem Grunde.

II. In schwierigen Fällen: Gram-Fuchsin. Diese Methode erfordert für den Gonokokkennachweis eine ganz genaue Handhabung (s. Friedberger-Pfeiffer, Lehrbuch der Bakteriologie S. 720).

4. Nachweis der Syphilis-Spirochäte.

a) Im Dunkelfeld. Vorbereitung geeigneter Objektträger und Deckgläser s. S. 15.

Verdächtige Hautaffektion, Papel, Schanker usw. mit sterilem Mull-Tupfer gut reinigen, bei offenen Sklerosen Tupfer mit wenig steriler physiologischer Kochsalzlösung befeuchten. Sodann reiben und kratzen mit starker Platinöse oder Platindraht der vorn zu kleinem Spatel breit gepocht ist, oder mit Deckglas-Kante oder -Ecke, bis aus der

Tiefe Gewebssaft hervorquillt. Stärkere Blutung ist zu vermeiden. Von diesem Reizserum ein Tröpfchen auf Objektträger bringen, das nun sofort mit Deckglas bedeckt wird. — Sehr leicht lässt sich Reizserum mittelst des Bierschen oder Schuberg-Mulzerschen Saugers gewinnen. Man kann sich aber auch einen Sauger improvisieren, indem man an eine Gummisaugkappe oder besser kleinen Gummiballon ein Glasrohr anschliesst, im Notfall nimmt man umgekehrte Tropfpipette. — Es empfiehlt sich immer, mehrere Präparate herzustellen. Umranden mit Paraffin oder Wachs, dann bleiben die Spirochäten in solchen Präparaten stundenlang beweglich.

Zur Besichtigung im Dunkelfeld schaltet man zwischen Kondensoroberfläche und Objektträgerunterfläche Cedernöl (oder Wasser). Planspiegel. Da es oft darauf ankommt, in den Präparaten die nur ganz vereinzelten Pallidaformen aufzufinden, so werden am wenigsten diejenigen optischen Systeme leisten, die nur eine geringe Gesichtsfeldgrösse übersehen lassen. Man gewöhne sich daher die Pallidaformen bei schwächeren Vergrösserungen und grossem Gesichtsfeld aufzusuchen, z. B. Reichert, Objektiv Nummer 5 oder 6a mit Compens. Okular 12 oder 18, damit wird ein grosses Gesichtsfeld erzielt. Ungeübten ist zunächst Arbeiten mit starken Lichtquellen anzuraten, damit möglichst kontrastreiche Bilder entstehen (schwarzer Untergrund, Pallida helleuchtend).

Wichtig kann es sein, aus einer Drüse Proben zu entnehmen. Man stösst die Kanüle einer mit gutem Stempel versehenen Spritze ein, saugt kräftig an. Auch wenn man im Spritzenlumen nichts von

angesaugtem Saft bemerken kann, so ist solcher doch meist in der Kanüle vorhanden. Man zieht die Spritze heraus und entleert durch starkes schnelles Drücken des Stempels auf einen Objektträger, stülpt dann sofort ein Deckglas darüber. Falls wenig Material: 1 Tröpfchen sterile Kochsalzlösung mit der gleichen Spritze ansaugen, ausblasen und vereinigen mit dem vorher entnommenen Quantum, damit dies nicht antrocknet: halten in feuchter Kammer (Petrischale mit angefeuchtetem Fliesspapier).

b) Tuscheverfahren nach Burri. Das Tuscheverfahren ist so einfach, dass es unter den primitivsten Bedingungen ausführbar ist. Die geeignetste Tusche ist die Pelikantusche 541, die man auf das zehnfache mit Wasser verdünnt. Von der Mischung gibt man einen Tropfen auf einen Objektträger, fügt das zu untersuchende Material hinzu und streicht wie bei Herstellung von Blutpräparaten mit der Kante eines anderen Objektträgers zu dünner Schicht aus. Nach dem Trocknen Besichtigung mit Ölimmersion (ohne Deckglas). Die Spirochäten heben sich hellscharf vom dunkeln Grunde ab.

c) Giemsafärbung. Dünne Ausstriche des Reizserums fixieren 2—3 Minuten in Methylalkohol oder 10 Minuten in absol. Alkohol. Wer viel mit Pallida-Nachweis zu tun hat, scheue die Kosten nicht und wähle Osmiumfixation. Ich bevorzuge die Hammsche Osmiumröhre (zu haben bei F. und M. Lautenschläger, Berlin). Man kann sich aber sehr leicht eine Osmiumdampfkammer improvisieren, indem man einen Glaszylinder, der zur Aufnahme von einem oder mehreren Objekt-

trägern geeignet ist, mit 1/4—1/2 g von Kristallen von Osmiumsäure versieht. Dichter Verschluss ist selbstverständlich. Zur Fixierung genügt ein 1/2—1 Minuten langer Aufenthalt in dem Raum. Für die Färbung selbst ist das von E. Hoffmann angegebene Verfahren sehr geeignet. 40 ccm aqu. dest. und 8—10 Tropfen 1%iger Lösung von Kal. carbon. (Pottasche) und 50—60 Tropfen käufliche Giemsalösung. 24 Stunden färben (unter Bedecken mit Glasplatte oder Oberschale). Kurz Wasserspülen. 1 Minute (bis einige Minuten) in 25%iger Tanninlösung differenzieren. Wasser. Fliesspapier. Öl.

Zur Färbung sind besondere Glasschalen unnötig. Man nimmt für Deckgläser Farbklötzchen (Salznäpfchen), die mit 2—3 ccm der Farbe versehen werden, das Deckglas lässt man mit der beladenen Seite nach unten auf der Lösung schwimmen. Zur Aufnahme der Objektträger dient eine Petri-Unterschale. Man legt ihn mit der beladenen Seite nach unten auf 2 kleine Holzbänkchen, die man durch Zerbrechen eines Streichholzes gewinnt oder man nimmt Glasbänkchen, gewonnen aus zerschlagenen Objektträgern. Infolge der obigen Anordnung fallen die Niederschläge nicht auf die Ausstrichseite.

Schnittpräparate

von Körpergeweben anzufertigen wird bei den einfachen bakteriologischen Untersuchungen, die den Praktiker interessieren, kaum jemals nötig. Wer sich damit befassen will oder muss, wird bei gelegentlicher Arbeit zu den einfachsten Verfahren greifen, also die Gewebe in weithalsigen Flaschen

mit Korkstopfenverschluss (sog. Opodeldokgläsern) härten und sie dann zum Schneiden entweder ohne weitere Einbettung mit Glyzeringelatine auf Korkstückchen kleben — was aber nur für Gewebe von festerer Konsistenz ratsam ist, da die Schnitte ziemlich dick zu werden pflegen — oder aber sie in Anisöl oder Kakaobutter eingebettet im Ätherspray gefrieren lassen. Den Ätherspray-apparat kann man sich selbst nach Art der Spritzflaschen aus einer weithalsigen Flasche mit doppelt durchbohrtem Korken und zwei in der Flamme zweckmässig gebogenen Glasröhren herstellen; statt mit einem Ballon kann man mit dem Munde hindurch blasen. Umständlicher und langwieriger ist das Verfahren der Celloidin- und namentlich das der Paraffineinbettung. Sie werden am besten, wo auf verschiedene Temperaturen einstellbare Brutapparate vorhanden sind oder wenigstens ein Brutapparat von 37° zur Verfügung steht, in Form der Schnellhärtung und -einbettung, wie sie von verschiedener Seite angegeben ist, angewendet.

Zur Färbung und weiteren Behandlung der Schnitte und ebenso zum Differenzieren usw. von Deckglaspräparaten nimmt man als billigste Gerätschaften Salznäpfchen oder Schnapsgläschen mit flachem Boden, in die man die entsprechenden Lösungen einfüllt. Zum Bedecken braucht man vom Glaser geschnittene viereckige Glasplättchen. Unpraktisch sind die vielbenutzten Uhrschälchen, weil sie teuer sind, leicht zerbrechen und beim Gebrauch ohne besondere Unterlage leicht umkippen. Glasnadeln zum Manipulieren mit den Schnitten fertigt man sich selbst durch Aus-

ziehen von Glasstäben oder Glasröhren in der Flamme. Spatel schneidet man sich mit einer kräftigen Schere in der gewünschten Form aus dünnem Blech aus. Um Objektträgerausstriche zu differenzieren oder auf dem Objektträger angetrocknete Schnitte zu färben, kann man sie in Wassergläser, die mit den erforderlichen Lösungen gefüllt sind — Bechergläser sind teuer und zerbrechlich —, eintauchen. Da man dabei aber viel von den Lösungen verbraucht, nimmt man besser dafür flache Gläser, wie man sie als Trinkgefässe für die Reise zu kaufen bekommt. Damit die Gläser nicht umkippen, bindet man mehrere mit einem Bindfaden oder einem Gummiband zusammen oder stellt sie in einen Kasten und klemmt sie darin zwischen Papierbäuschen ein.

Gebrauchten Alkohol sammelt man in einer Flasche mit festsitzendem Stopfen, um ihn vom Apotheker wieder zurückdestillieren zu lassen oder ihn zum Sparen von Streichhölzern beim Anzünden zu verwenden. Man giesst davon einige Kubikzentimeter in eine Flasche mit gutsitzendem Korkstopfen, befestigt an dessen unterem Ende einen Draht und wickelt um das Drahtende einen Wattebausch, der beim Aufsetzen des Stopfens in den Alkohol hereinragt. Man kann auch einen Diphtherie-Entnahmeapparat in seinem untern Teil mit gebrauchten Alkohol zu dem gleichen Zweck füllen.

Sterilisation.

Die Dampfkochtöpfe von den Firmen, die mit bakteriologischen Geräten handeln, sind ganz unverhältnismässig teuer. Die besondere

Konstruktion, die manche von ihnen haben, um die Luft aus dem Innern sicher auszutreiben und den ausströmenden Dampf wieder zu kondensieren, ist völlig entbehrlich und verteuert die Apparate nur noch mehr. Einen Dampfsterilisationsapparat nach Art des alten Kochschen Dampftopfes, nämlich in Form eines nicht über 40 cm hohen Zylinders von Kupfer oder auch von Zink- oder Eisenblech mit Wasserstandsrohr, einem Drahtgitter 10 cm über dem Boden und einem abhebbaren Deckel mit Loch für ein Thermometer versteht der nächste beste Klempner anzufertigen. Umkleidung des Zylinders mit Filz oder Linoleum ist nicht unbedingt nötig.

Noch einfacher schafft man sich einen Dampfkochapparat derart, dass man auf einen gewöhnlichen eisernen Kochtopf einen über seinen Rand ringsum hinübergreifenden Zylinder aus Eisenblech oder sonstigem Metall von etwa 30 cm Höhe aufstülpt. Der Zylinder ruht mittelst eines ein paar Zentimeter von seinem unteren Rande in ihm befestigten Drahtgitterdiaphragmas auf dem Topfrande auf; oben verschliesst ihn ein abhebbarer Blechdeckel mit Thermometeröffnung. Jeder Klempner baut einen derartigen Zylinder. Sollen grössere Objekte sterilisiert oder desinfiziert werden, so kann man die eben geschilderte Vorrichtung mit grösseren Ausmassen über einem Waschkessel, wie er zum Kochen der Wäsche dient, anbringen lassen. —

Improvisieren kann man einen Dampfkochtopf folgendermassen: In einen Kochtopf von etwa 40 cm Höhe, wie ihn die Hausfrauen zum Kochen von Kinderwäsche benutzen, wird etwas Wasser

gegeben, dann ein Rost, der als Untersatz für ein Plätteisen bestimmt ist, hineingestellt und darauf das Gefäss mit der zu sterilisierenden Flüssigkeit gebracht; dann wird der Topf mit seinem Deckel verschlossen und auf diesen ein Plättbolzen oder ein Gewicht gelegt. Man kann auch mit solchem improvisierten Apparate den gewünschten Zweck vollkommen erreichen; bei öfterem Gebrauche wird man statt des Plättrostes natürlich ein besonders geflochtenes Gestell aus Draht oder dergleichen benutzen. Ein Ablesen der Temperatur erübrigt sich; man rechnet die Zeit der Kochung von dem Augenblicke an, in dem der Dampf kräftig zu strömen beginnt. — Auch der Topf des Soxhletschen Milchkochers kann sehr gut als Dampftopf benutzt werden, sein Einsatz zur Aufnahme der zu sterilisierenden Nährböden in Flaschen. Ebenso sind die Sterilisiertöpfe von Weck und Rex, ferner die Schmidtschen Dampf-Einkochapparate ein sehr brauchbarer Ersatz für die üblichen Dampftöpfe. Hier sei noch erwähnt, der von Reitz angegebene bei F. Hugershoff-Leipzig hergestellte Sterilisierschrank, der auch als Brut- und Eisschrank verwendbar ist.

Ist ein Sterilisierapparat dort zu improvisieren, wo eine Dampfquelle zur Verfügung steht (Fabrik, Feldküche usf.), so sind Fässer gut geeignet für Aufnahme des Sterilisiergutes: man führt durch ein Rohr den Dampf von unten her ein, oben gibt man den Deckel auf und beschwert ihn. Damit der Deckel gut schliesst, kann man Hadernstoffe, Strohgeflechte usw. zum Abdichten benutzen. Vorzuziehen sind Fässer aus Eisenblech, bei denen jeder Klempner die Abdichtung

vornehmen kann. Auf alle Fälle empfiehlt sich auch ein Loch zur Aufnahme eines Thermometers anzubringen. Man kann auch den Dampf eines gewöhnlichen Wasserbades zur Herstellung eines Dampfraumes und zum Sterilisieren kleiner Gegenstände benutzen: man nimmt von dem mit Ringen versehenen Wasserbade die innersten kleineren heraus und ersetzt sie durch ein kreisrundes Drahtnetz. Auf dieses stellt man den zu sterilisierenden Gegenstand (Kölbchen usw.), stülpt ein Becherglas darüber, dessen Durchmesser grösser als der des Drahtnetzes ist. Über dies Becherglas stülpt man noch ein zweites, grösseres. Bringt man das Wasserbad zum Kochen, so nimmt der im Glas entwickelte Dampf die Temperatur von 100° an. Statt der Bechergläser kann man auch eine Konservenbüchse überstülpen, in deren Boden ein Thermometer sich anbringen lässt.

Sehr gutes leisten auch die im Apothekenbetriebe üblichen Sterilisierbüchsen (zu haben bei Dr. H. Rohrbeck, Berlin NW 6; Mürrle-Pforzheim, ferner die Wachsmannsche Sterilisierbüchse bei Warmbrunn, Quilitz & Cie., Berlin NW).

C. Stich empfiehlt die in den Apotheken leicht erhältlichen Lysol-Blechflaschen (z. B. die 4 l fassende) von einem Klempner ein wenig unterhalb der Stelle, wo sie sich zu verjüngen beginnt, durchschneiden und aus dem oberen Teil einen übergreifenden Deckel fertigen zu lassen. Ins Innere gibt man einen Dreifuss mit Drahtnetz zur Aufnahme der zu sterilisierenden Gegenstände. Oder man lässt vom Klempner innen Zapfen anlöten, auf welche man Siebeinlagen legt. Stich

versieht den Flaschenhals mit einem durchbohrten Stopfen und verbindet durch eine gebogene Glasröhre mit einer Kühlvorrichtung. Ungenügende Dichtung bekämpft Stich durch ein mit Leinbrei bestrichenes Band. Auch die grösseren Lanolinblechbüchsen sind in ähnlicher Weise als Dampftöpfe herzurichten.

Als Einsätze für den Dampftopf, z. B. um Reagenzgläser in ihn einzustellen, lassen sich leere Konservenbüchsen nützlich verwenden. Man bohrt in ihren Boden und ihre Seitenwand mit der Spitze einer Büchsenschere zahlreiche Löcher, bringt dicht unter dem oberen Rande zwei einander gegenüberliegende Löcher an und befestigt in diesen einen Bügel aus Draht oder Bindfaden zum Einsetzen und Herausheben der Büchse. Da die Büchsen ganz wertlos sind, ersetzt man sie, wenn sie rostig geworden sind, durch andere. Bepinseln mit Aluminiumbronze, hergestellt durch Anrühren von Aluminiumpulver mit sog. Bronzieröl, schützt Eisenblechgegenstände im allgemeinen gut vor dem Rosten, ist aber für die Konservenbüchsen nicht brauchbar, da die Bronze beim Kochen im Dampf bald schadhaft wird.

Sterilisation ohne Gas. Steht für die Erhitzung der Sterilisierapparate Gas nicht zur Verfügung, so kann man auf dem Herdfeuer oder mit Petroleum, Spiritus od. dgl. heizen. Durch jedes bessere Geschäft für Wirtschaftsartikel sind starkhitzende Petroleum-, Spiritus- oder Benzinbrenner mit Luftzuführung und Pumpe zu beziehen (Primusbrenner bei F. u. M. Lautenschläger; Barthelbrenner bei E. Leitz-Berlin, Petroleumgaskocher Svea u. a.).

Zur Sterilisation von Reagenzgläsern, Doppelschalen und anderen Glasgegenständen in trockener Hitze ist der Bratofen sehr geeignet. Auf die Kontrolle der erreichten Temperatur kann man dabei verzichten. Man erhitzt so lange, bis die Wattebäusche der Reagenzgläschen oder ein Stück zur Probe miteingebrachter Watte eben anfangen sich zu bräunen. Dann ist eine Temperatur von 170—180° erreicht, was zur Sterilisierung genügt. Empfindlichere Glassachen erhitzt man nur auf 110—120°. Diese Temperaturen genügen zur Sterilisierung, wenn sie länger angewandt werden. Sie sind erreicht, wenn Papier, in das man die Gefässe einwickelt (Filterpapier, Zeitungspapier) bis zur leichten Gelbfärbung angesengt ist. Die keimfrei zu machenden Gegenstände werden im Bratofen so aufgestellt, dass sie dessen Wände nicht unmittelbar berühren. Reagenzgläser bindet man mit Drahtgaze und Draht oder auch mit Draht allein in ein Paket zusammen, das man mit den Wattebäuschen nach oben einstellt; darunter legt man ein paar Lagen beliebigen Papiers, einen Dachziegel oder eine Fliesenkachel. Nach Beendigung der Sterilisation lasse man die Gegenstände im Bratofen bei geöffneter Tür langsam erkalten.

Sehr einfach vollzieht sich das Trockensterilisieren, wenn man in der Küche einen Sanogres-Kochapparat hat (bei C. Lampert, Frankfurt a. M.). Die grössere Form (allerdings nur für Gasheizung verwendbar) ermöglicht eine konstante Temperatur, die kleinere Form ist auf jeder Heizquelle verwendbar.

Pipetten, Reagenzröhrchen und Doppelschalen kann man schnell trocken sterilisieren, indem man

sie mit Pinzette fasst und in einer nichtrussenden Flamme stark erhitzt. Auch Ausspülen mit Sublimat, Alkohol, Äther und Abbrennen des Restes dieser Flüssigkeit genügt im allgemeinen bei Zeitmangel zum Keimfreimachen. — Zum Sterilisieren von Instrumenten kann man Spargelkocher, zum Auskochen von Pipetten Fischkocher verwenden. Sollen die Pipetten schnell wieder verwendet werden, so wird alsdann das Wasser durch Spülen mit Alkohol, der letztere mit Äther entfernt. — Reagenzgläschen, in denen Nährböden sterilisiert werden sollen, brauchen übrigens, wenn sie nur gut gesäubert worden sind, vor dem Einfüllen der Nährmedien nicht schon keimfrei gemacht zu werden; sie werden es beim Sterilisieren ihres Inhaltes zugleich mit diesem.

Reagenzgläschen kaufe man nicht zu billig und nicht von beliebigen Firmen. Sind sie nämlich aus leicht angreifbarem Glase, namentlich solchem mit hohem Alkaligehalt hergestellt, so kann es vorkommen, dass die Nährböden in ihnen sich trüben oder ihre Reaktion ändern und dadurch unbrauchbar werden. Ein gutes Reagenzglas darf, leer in eine starke Flamme (Bunsenbrenner z. B.) gehalten, nicht springen und bei Temperaturen von 150—180° sich nicht trüben. Empfehlenswert sind die Röhrchen aus Jenenser Glas von Schott in Jena, die wenig Alkali abgeben. Neue Reagenzgläser kocht man vor Gebrauch mit Wasser, dem 1—2% Salzsäure zugesetzt ist, aus. Die übliche Grösse der Reagenzgläser ist 160 mm Länge bei 16 mm lichtem Durchmesser. Zumal für Fortzüchtung von Kulturen kann man aber auch kleinere zur Ver-

minderung des Nährbodenverbrauchs benutzen. Eine gut brauchbare Form ist z. B. ca. 8 cm Länge bei 1 cm lichter Weite. Man kommt in diesen mit 1—2 ccm Nährmaterial aus, sie sind auch weniger leicht zerbrechlich als die grösseren Röhrchen.

Die Gläschen für Sublimatpastillen usf. sind ein brauchbarer Ersatz für Reagenzgläser.

Die Wiederbenutzung gebrauchter Kultur-Gläser ist auch unter einfachsten Arbeitsbedingungen möglich: man sterilisiert sie im Dampf, legt sie dann zum Aufweichen in warmes Wasser, um sie schliesslich unter fliessendem Wasser zu waschen. Fetthaltige Gläser lässt man etwa 1/2 Stunde in warmer Sodalösung (etwa 3 %), dann in dünner Salzsäure (etwa 1 %) ebenso lange liegen, schliesslich mehrmals nachspülen mit reinem Wasser.

Nährböden.

Von Nährsubstraten für Kulturzwecke wird man, falls nicht Untersuchungen besonderer Art im Arbeitsplane liegen, nur die gebräuchlichsten nötig haben, als da sind Bouillon, Gelatine, Agar, Blutserum und vielleicht noch Peptonkochsalzlösung, Milch. Vom Ankauf fertiger Nährböden, wie sie verschiedene Firmen feilhalten, kann man im allgemeinen nur abraten; denn man muss da für die Nährsubstrate Preise bezahlen, die in keinem Verhältnis zu ihrem Werte stehen, und hat dabei nicht immer Gewähr, dass man auch wirklich brauchbare Nährböden erhält. Will oder muss man Nährböden kaufen, z. B. die mit einfachen Hilfsmitteln nicht ganz

leicht zuverlässig gut herzustellenden Spezialnährböden für die Züchtung von Typhusbazillen, so beziehe man sie von ersten Firmen oder aus einem Laboratorium, in dem mit diesen Nährböden praktisch gearbeitet wird. Die üblichen einfachen Bakteriennährböden herzustellen, ist aber kein Kunststück und mit wenig Mühe und ohne kostspielige Apparate auszuführen.

Das Kochen der Nährböden besorgt man auf dem Küchenherde oder auf einem Petroleumkocher unter dem Herdabzuge. Bouillon und die daraus herzustellenden Nährsubstrate Nährgelatine und Nähragar kocht man in gewöhnlichen Kochtöpfen oder auch in milchkannenartigen, womöglich emaillierten kleinen Blechkannen mit Bügelgriff. Die Kannen sollen nicht einfassenden, sondern überfassenden Deckel haben, wie alle anderen Gefässe mit Deckelverschluss auch; die überfassenden Deckel sichern den Inhalt der Gefässe trefflich vor Verunreinigung durch Luftkeime.

Die kostspieligen und leicht zerbrechlichen Glaskolben, in denen die bakteriologischen Institute ihre Nährböden sterilisieren und aufbewahren kann man ganz entbehren. Man ersetzt sie durch die schon erwähnten Blechkannen mit überfassendem Deckel, in deren Hals man zur grösseren Vorsicht noch einen Wattebausch einbringen kann, oder durch Wein-, Chianti-, Likör- und Medizinflaschen mit Watteverschluss. Bei langsamem Anwärmen vertragen derartige Flaschen das Kochen im Dampf fast sämtlich. Ehe man sie mit Nährböden gefüllt zum Kochen bringt, versucht man vorsichtshalber ihre Dampffestigkeit zunächst bei Füllung mit Wasser.

Aufbewahren von Nährböden. Schutz vor Verderben und Trocknen. Damit die Nährböden bei der Aufbewahrung in solchen Flaschen nicht durch Austrocknen oder Eindringen von Schimmelpilzen unbrauchbar werden, schützt man die Flaschenmündung nach Absengen ihres Randes und des überragenden Teiles des Wattestopfens durch Überziehen einer im Dampfstrom oder in Wasser frisch ausgekochten Gummikappe. Auch die Brolonkapseln der Fa. Heyden-Radebeul-Dresden schützen vor Vertrocknung, wenn die verschlossenen Gefässe kühl aufbewahrt werden. Noch besser sichert das Überziehen einer Kappe aus Stanniol oder einer Weinflaschenkapsel, wie man sie von Weinhändlern erhalten kann oder einer Kappe aus einer leicht schmelzenden Metalllegierung, die man als fusible metal, Rosesches Metall, kaufen kann. Man erhitzt das Ende einer solchen Metallstange wie eine Siegellackstange in der Flamme und lässt Tropfen davon aus ein viertel bis ein halb Meter Höhe auf eine Glasplatte fallen. Jeder Tropfen liefert dabei eine flache Metallscheibe, die man auf und um den Rand der Nährbodenflasche andrückt. — Recht gut brauchbar sind für die Aufbewahrung von Nährböden auch Soxhletmilchflaschen mit Gummiverschlüssen, wie sie bei der Bereitung von Säuglingsmilch angewendet werden, also mit Gummihütchen nach Pannwitz, Stutzer und anderen. Am meisten empfehlen sich aber Flaschen mit Gummibügelverschluss, wie er für Bier und Selterwasserflaschen Verwendung findet. Bügelverschlüsse, die keinen Halt durch Drahtklammern in Vertiefungen des Flaschenhalses brauchen,

sondern ohne weiteres beim Zerbrechen einer Flasche auf eine andere von gleicher Grösse und Form aufgesetzt werden können und dabei sehr dicht schliessen, erhält man mit Flaschen jeder Grösse von Carl Raupert, Magdeburg. Bei Verwendung solcher Flaschen mit Gummibügelverschluss ist darauf zu achten, dass beim Sterilisieren im Dampf die Luft und der Dampf aus der kochenden Flüssigkeit in der Flasche entweichen kann: der Stopfen muss also beim Einsetzen in den Dampfapparat locker aufgesetzt und alsbald nach beendigter Sterilisierung fest zugedrückt werden. Damit beim Herausnehmen der Flaschen aus dem Apparat vor dem Festverschliessen keine Luftbakterien an dem lose sitzenden Stopfen vorbei in den Nährboden einfallen, empfiehlt es sich, vor dem Einsetzen der Flaschen in den Dampftopf Fliesspapierkappen aufzusetzen (etwa umgekehrte doppelte Filter), die man auch nach beendeter Sterilisierung auf den Flaschenmündungen lässt, so dass beim Zuhebeln Luftbakterien ferngehalten werden. Man bindet die Kappen schliesslich durch Umschnüren des Flaschenhalses mit Bindfaden fest: die Flaschenmündung kann dann nicht verstauben.

Eine ausgezeichnete Aufbewahrung von Nährböden ist auch in den Konservengläsern und -flaschen nach Weck-, Rex u. a. möglich.

Wohl kaum des Hinweises bedarf es, dass man Nährbodenvorräte lieber auf mehrere kleine Flaschen verteilen als in einer grossen verwahren soll, damit beim Eintreten einer Verunreinigung wenigstens nicht alles auf einmal verdirbt. Ebenso ist es klar, dass Flaschen vor Blechgefässen den

Vorzug bei der Nährbodenaufbewahrung verdienen, weil Zersetzung ihres Inhaltes sofort erkennbar wird. Eingetrocknete Nährböden kann man, sofern sie das Kochen vertragen, durch Nachfüllen des verdunsteten Wassers und erneutes Kochen wieder brauchbar machen; auch leicht angeschimmelte kann man durch alsbaldige erneute Sterilisation im Dampf noch retten.

Als Verschlussmittel für die Reagenzröhrchen und andere Gefässe genügt statt der teuren entfetteten Verbandwatte jede beliebige nicht entfettete Wattesorte. Auch Zellstoffwatte ist geeignet, wenn der Stopfen nicht zu lose, sondern gut zusammengepresst ist. Das ist zu berücksichtigen, denn bei der Sterilisation erfolgt ein Zusammendrücken des Materials.

Den Nährsubstraten in Röhrchen droht die gleiche Gefahr des Unbrauchbarwerdens durch Austrocknen und Eindringen von Keimen wie den Nährbodenvorräten in Kolben und Flaschen. Man kann sie dagegen schützen durch Überziehen ihrer Mündungen nach Absengen des Wattebausches und des Glasrandes mit Gummikappen, Stanniolplättchen oder Schmelzmetallplättchen, wie es oben für die Flaschen beschrieben worden ist. Bemerkt sei dabei, dass Gummikappen sich am wenigsten empfehlen; sie schützen weder gegen Austrocknen noch gegen Pilzeindringen sicher, werden bald hart und brüchig und sind teuer in der Anschaffung, falls man eine grössere Zahl von Röhrchen mit Nährsubstraten in Vorrat halten muss. W. Hesse empfiehlt Cofferdam, der bei den Zahnärzten abfällt: bei Röhrchen nimmt man 2 quadratische Cofferdamblätter von 3 cm Seiten-

länge. Das eine Blatt wird über den Wattepfropf gelegt, das andere in der Mitte (am besten mittelst Locheisen von 2 mm Durchmesser) durchlocht und über das erste gestreift. Sterilisierung mit diesem Verschluss ist möglich, Sehr gut sichern die Kappen von Stanniol und Schmelzmetall den Röhrcheninhalt, sie sind auch immer wieder zu gebrauchen. Als weiteres Verfahren sei erwähnt das Übergiessen des abgesengten und etwas tiefer in das Röhrchen hineingeschobenen Wattebausches mit flüssig gemachtem Paraffin, wobei man in der Regel, da das erstarrte Paraffin Sprünge bekommt, nach einigen Tagen nochmals etwas verflüssigtes Paraffin aufgiessen muss. Zum Gebrauch des Röhrchens kann man den Wattebausch mit einem Korkzieher oder einer Häckelnadel herausziehen und ihn durch den Bausch eines leeren sterilen Röhrchens ersetzen. Dieses eigentlich für die Konservierung erhaltener Kulturen von Czaplewski erdachte Verfahren ist natürlich etwas umständlich, schützt den Röhrcheninhalt aber gut vor Austrocknung und Verschimmelung. An Stelle des Paraffins wird auch Siegellack, das ausgezeichnet abdichtet, verwendet (namentlich für Kulturröhrchen, die lange aufzubewahren oder zu versenden sind). Empfehlenswert ist es auch, die Röhrchen in eine mit gut schliessendem Deckel versehene blecherne Kakesbüchse zu stellen und auf ihre Wattebäusche eine Lage mit Nelkenöl oder Pfefferminzöl getränkten Fliesspapieres zu legen (Löffler). Bei Aufbewahrung an einem trockenen, nicht zu warmen Orte bleiben die Substrate dann lange Zeit gebrauchsfähig und frei von Schimmelvegetationen. Man kann bei Einzel-

röhrchen die Verdunstung auch dadurch hintanhalten, dass man weitere Reagenzgläser überstülpt. Sind diese grösseren Reagenzgläser so lang, dass man sie ihrerseits mit festsitzendem Gummi- oder Korkstopfen verschliessen kann, so hat man die Möglichkeit, die Nährböden oder Kulturen selbst bei höherer Temperatur sehr lange feucht zu erhalten. Bei dem erstgenannten Verfahren (Überstülpen weiterer Reagenzgläser) kann die Abdichtung dann noch mit Plastilin oder Guttaperchapapier erfolgen (s. auch Löwi, Zentralbl. f. Bakt. Or. Bd. 81 S. 493).

In manchen Fällen (namentlich bei den Nährböden für die Anaëroben) überschichtet man zweckmässig die Nährbodenröhrchen mit einer mehrere Finger breiten Schicht von sterilem flüssigem Paraffin. — Am ratsamsten ist es aber, die Nährböden, die vor dem Einfüllen in Röhrchen nicht noch einer besonderen Zubereitung — wie etwa die Kartoffelkeile in Röhrchen — bedürfen, in kleinen Flaschen vorrätig zu halten und erst bei Bedarf in ebenfalls vorrätige sterile Reagenzgläschen einzufüllen. Für den Fall des Gebrauches füllt man dann vorsichtig und, zur Vermeidung von Verunreinigungen, nach Abbrennen der Flaschen- und Röhrchenränder die nötige Anzahl von sterilen Reagenzgläsern direkt aus der Flasche. Bei sorgfältigem Arbeiten bleiben die Nährböden vollkommen keimfrei, denn die geringe Gefahr des Hineinfallens von Luftkeimen beim Umgiessen kommt gar nicht in Betracht. Auch schräggerstarrtes Blutserum in Röhrchen oder Blutserum-Doppelschälchen kann man jeden Augenblick auf diese Weise frisch herstellen, was deshalb von besonderem Werte ist, weil eingetrocknetes Blut-

serum nicht durch Wasserzusatz wieder brauchbar gemacht werden kann. Wie man das Serum bequem zum Erstarren bringen kann, wird unten bei den Ratschlägen zur Herstellung der Nährböden im einzelnen des näheren angegeben.

Als Grundlage für Nährbouillon, Nährgelatine und Nähragar benutzt man am besten Fleischwasser, das man statt aus dem gewöhnlich empfohlenen teueren, fettfreien Rindfleisch eben so gut aus dem nur ein Viertel bis ein Drittel so viel kostenden und stets fast ganz fettfreien Pferdefleisch, aber auch noch billiger aus Bullenhoden oder menschlicher Plazenta bereiten kann. Man zerkleinert das Fleisch selbst mit Wiegemesser oder Fleischhackmaschine oder lässt es sich vom Fleischer vor den eigenen Augen — damit nicht die noch immer beliebten chemischen Konservierungsmittel zugesetzt werden — kleinhacken. In einem gewöhnlichen Kochtopfe auf dem Herde übergiesst man das Fleisch mit der doppelten Gewichtsmenge gewöhnlichen kalten Wassers, lässt die Mischung nicht zu schnell sich anwärmen, damit das Fleisch gut ausgezogen wird, rührt häufig mit einer Kelle um und lässt die Brühe, wenn sie ins Sieden gekommen ist, $^1/_4$—$^1/_2$ Stunde kochen. Dann seiht man sie durch ein gewöhnliches Küchensieb mit feinen Öffnungen (Haarsieb), ohne auf völlige Klarheit zu sehen, in einen Topf mit Litermarke und setzt soviel Wasser hinzu, dass man auf ein Pfund Fleisch einen Liter Brühe hat. Wieder in einem gewöhnlichen Kochtopfe macht man der Brühe dann die nötigen, auf einer Briefwage hinreichend genau abgewogenen Zusätze von Pepton und Kochsalz,

von Zucker, Gelatine und Agar — dieses lässt man vorher schon einige Stunden in etwas Wasser quellen, wodurch es leichter löslich wird —, kocht bezw. erwärmt bis zur Lösung der Zusätze — bei Gelatine ist stärkeres Erwärmen oder gar längeres Kochen unbedingt zu vermeiden — und neutralisiert mit Sodalösung unter Verwendung von gutem blauen Lackmuspapier als Indikator. Neutrale Reaktion ist dann erreicht, wenn ein auf das blaue Lackmuspapier gebrachter Tropfen Nährlösung keinen rötlichen Rand mehr bekommt; der feuchte Fleck soll den gleichen Farbenton zeigen wie ein auf das Papier gebrachter Tropfen Leitungswasser. Alle Arbeiten bis auf das Neutralisieren, das man seiner Wichtigkeit für die Brauchbarkeit des Nährbodens halber lieber selbst vornehmen soll, kann natürlich auch die mindest begabte Köchin ausführen, nur muss sie das Anbrennen und zu langes Kochen der Gelatine vermeiden. Nach der Neutralisation wird noch einmal tüchtig aufgekocht. Bouillon und Gelatine filtriert man alsdann. Zur Gelatine rührt man aber zweckmässig gleich nach der Neutralisation, nachdem sie auf etwa 60° abgekühlt ist, das Weisse eines Eies hinzu, wodurch die Klärung besser wird.

Zum Filtrieren der Nährsubstrate dienen gewöhnliche Küchensiebe, deren Boden mit einer Lage Filtrierpapier oder Verbandwatte bedeckt wird oder mit den gleichen Stoffen ausgelegte Blechtrichter. Solche Trichter benutzt man auch zum Einfüllen der Nährmedien in Reagenzgläser, wozu man sie in der bekannten Weise mit einem Stückchen Gummischlauch, Glasröhrchen und Quetschhahn versieht.

Agar giesst man in eine hohe Blechkanne oder in einen Glaszylinder (Blumenvase oder dergleichen), stellt es warm und lässt die Trübungen sich absetzen; dann giesst man die ziemlich klaren oberen Partien ab oder sticht sie heraus, falls das Agar inzwischen erstarrt ist. Ist die abgehobene Masse noch nicht genügend klar, so wiederholt man mit ihr die Sedimentation in Kannen, Glaszylindern oder nach dem Einfüllen in Reagenzgläser in diesen. So umgeht man die mühsame Filtration des Agars. Macht sie sich doch nötig, so genügt Filtration durch Watte oder Flanell.

Die Bouillon kann man übrigens, ohne dass ihr Nährwert sichtlich sinkt, vor dem Zusatz von Pepton, Kochsalz, Agar oder Gelatine bis auf ihr fünffaches Volumen mit Wasser verdünnen. Nähragar, das mit solcher fünffach verdünnten Bouillon hergestellt ist, braucht man überhaupt nicht zu neutralisieren; selbst Choleravibrionen wachsen ohne weiteres auf ihm.

Ersatz von Fleisch. Dauer-Nährböden. Statt der aus Fleisch selbst hergestellten Brühe lässt sich auch eine Lösung von Fleischextrakt als Ausgangsmaterial für die Bereitung von Nährbouillon, Nährgelatine und Nähragar benutzen. So gibt eine Lösung von 10—20 g Liebigschen Fleischextraktes in 1 l Wasser, ohne Zusatz von Kochsalz, aber unter Beigabe der auch bei gewöhnlicher Nährbouillon üblichen Menge von Pepton und gegebenen Falles auch von Traubenzucker, Gelatine und Agar einen ganz guten Nährboden ab. Für Wasseruntersuchungen wird amtlich eine mit Lösung

Liebigschen Fleischextraktes bereitete Nährgelatine empfohlen. Indessen sind doch die mit Fleischbrühe gefertigten Nährböden im allgemeinen vorzuziehen, wenn sie auch etwas umständlicher zu bereiten sind; denn empfindliche Bakterien gedeihen besser auf ihnen als auf den Fleischextraktnährsubstraten. Es ist auch zu beachten, dass der Liebigsche Fleischextrakt oft recht resistente Sporen enthält. — Sehr günstig sind die Resultate mit Maggis gekörnter Bouillon, die ebenfalls in 1 % iger Lösung verwendet wird (Kochsalzzugabe erübrigt sich [oder höchstens 3 g pro Liter], Filtration nötig) Als besonders zuverlässig haben sich die von E. Merck auf Veranlassung von E. Marx hergestellten Ragit-Nährböden in Pulverform (Ragitagar, Ragitbouillon, Ragitserum zur Herstellung von Löfflerserum) bewährt. Ragitbouillon und Ragitagar dienen auch als Ausgangsmaterial für alle möglichen Spezialnährböden. Die Ragitnährböden enthalten Pepton und Maggis gekörnte Fleischbrühe, sie sind im verschlossenen Glas als Pulver sehr lange haltbar, so dass man jederzeit in der Lage ist, sich schnell und auf einfache Weise brauchbare Nährböden herzustellen. Beispielsweise braucht man nur 22 g des Ragitbouillonpulvers mit 1 l Wasser aufzukochen, um alsbald eine gebrauchsfertige Bouillon vor sich zu haben. Von dem Ragitagarpulver werden 42 g mit 1 l Wasser 1 Stunde im Dampftopf gekocht, heiss filtriert und abgefüllt. (Vor dem Kochen empfiehlt sich Aufweichen.) — Eine Vereinfachung bedeuten für die Typhusbazillendiagnose auch die von E. Merck hergestellten Endo-Tabletten, die soviel Milchzucker,

Natriumsulfit, Soda und Fuchsin enthalten, wie nach Endos Vorschrift auf 100 ccm genau neutralen Agars kommen würde.

Eine Konkurrenz ist den Ragitnährböden durch die Doerrschen Trockennährböden erwachsen (Chemische Fabrik Bram, Leipzig), die in Pulver- und ausserdem in Tablettenform geliefert werden (Nähragar, Nährbouillon, Nährgelatine, Neutralrotagar, Drigalski-Agar, Endoagar, Chinablauagar, Ruhrnährböden: Lackmus-Maltose-Agar, Lackmus-Mannit-Agar. Lackmus Saccharose-Agar, ferner Traubenzuckeragar, Löfflerserum). Die Herstellung der Nährböden erfolgt auch hier sehr einfach und schnell: Übergiessen der zerdrückten Tabletten mit der entsprechenden Menge Wasser, Quellenlassen, Erwärmen, Aufkochen über freier Flamme. Die Tabletten werden für 8,25 und 50 ccm Nährboden geliefert.

Die Herstellung solcher Dauernährböden durch Fabrikationsbetrieb bedeutet eine ganz ausserordentliche Unterstützung des Arbeitens besonders in kleinen Laboratorien, zumal wenn das umständliche Alkalisieren, Klären und Filtrieren fortfällt: es bedeutet Zeitgewinn und Materialersparnis, wenn man z. B. nur wenige Röhrchen eines Nährbodens gerade braucht: man hat dann kein Verderben und keinen Verlust zu erwarten. Hoffentlich verbilligt sich noch die Technik und vervollkommnet sich so, dass man die Garantie hat, wirklich jederzeit einen vollen Ersatz für die lege artis hergestellten frischen Nährböden zu haben. Natürlich wird derjenige, der nie gelernt hat, selbständig und schulgemäss die Nährböden sich

einwandfrei herzustellen, keinen Massstab für die Wertigkeit solcher Dauernährböden besitzen.

Bei den hohen Preisen für Fleisch, Fleischextrakt und Dauernährböden werden zahlreiche Ersatzpräparate im Handel für die Nährbodenherstellung empfohlen. Soviel wir wissen, sind sie allesamt nicht vollwertig: Ochsena (ein „Pflanzenfleischauszug" der Firma A. Mohr in Altona a. E.) wird zur Herstellung von Drigalski-Agar empfohlen, für andere Nährböden scheint es weniger brauchbar zu sein. Guth (Deutsch. med. Wochenschr. 1915, S. 1544) sah günstige Resultate mit einem Extrakt aus Bohnen, auch Sojabohnen 1 : 10. Günstig beurteilt wird auch Dr. Eichloffs Extrakt aus Magermilch N. V. II ohne Salz (Deutsches Nährmittelwerk von Dr. Eichloff, Greifswald). Zahlreiche Versuche sind angestellt, Nährböden aus Hefe herzustellen. Man nimmt entweder die Presshefe des Handels oder Dauerhefe (getrocknete Presshefe) oder Nährhefen (Vorschriften bei G. Wagner, Münch. med. Wochenschr. 1915, Nr. 23, die Nachprüfungen ergaben mir recht günstige Resultate) oder Breihefe (Zentralbl. f. Bakt. Or. Bd. 79, S. 308, Gassner). A. Kressler empfiehlt den Hefeextrakt der Firma Apotheker G. Stock, Nährmittelfabrik Bernstadt, Schlesien, die z. B. für die auf S. 47 angeführte Wassergelatine den Liebigschen Fleischextrakt vollständig ersetzen kann. H. Reiter nimmt die Merckschе Trockenhefe (Faex medicinalis siccata pulv.), die nach E. Friedmann für alle Nährböden als Ersatz für Fleischextrakt brauchbar ist, nur nicht für das Lentz-Tietzsche Malachitgrün-Verfahren.

Für manche Bakterien kann an Stelle der Nährbouillon zur Züchtung die zuerst für die Kultur der Choleravibrionen empfohlene Lösung von 1 bis 2 % Pepton und ½—1 % Kochsalz in gewöhnlichem Wasser benutzt werden — sie ist z. B. angezeigt für die Prüfung auf Indol —, für andere, wie z. B. die Diphtheriebazillen, ersetzt sie jedoch die Nährbouillon nicht.

Zusätze zu Nährböden. Als Kochsalz zur Nährbodenbereitung kann man das Salz des Haushaltes nehmen. Von den Peptonfabrikaten bevorzugen die Bakteriologen diejenigen von Witte-Rostock und Chapoteaut-Paris; letzteres ist allerdings sehr teuer. Der Traubenzucker soll rein, also aus guter Quelle bezogen sein. Die Firma Merck liefert Trauben- und Milchzuckertabletten zu 2,5 g, bei Bram-Leipzig sind Mannit-Maltose- und Saccharosetabletten zu haben.

Feste Nährböden. Zur Nährgelatinebereitung ist in der Regel die weisse Speisegelatine der Küche brauchbar, doch gibt es Fabrikate, die stark mit schwefliger Säure gebleicht sind und im Nährboden deshalb entwicklungshemmend wirken können. Man bezieht daher auch die Gelatine besser aus einer Handlung von bakteriologischen Waren. Sehr empfiehlt sich für den Gebrauch im Sommer die „harte“ Gelatine, die — natürlich nur, wenn ihre Lösungen, wie die jeder Gelatine es sollen, nicht zu lange gekocht werden — Nährböden von ziemlich hohem Schmelzpunkt gibt, die also der Verflüssigung durch die Sommerwärme nicht zu leicht unterliegen Agar-Agar kauft man in Pulver-, Fäden- oder Stangenform ebenfalls am sichersten von einer Handlung bak-

teriologischer Gerätschaften, unmittelbar oder durch Vermittlung einer Apotheke oder guten Drogenhandlung, die auch die Chemikalien für das Laboratorium liefert.

Blutserum braucht man für die einfacheren bakteriologischen Arbeiten als Nährböden in der Regel nur in erstarrtem Zustande, und zwar für sich allein durch Erhitzen erstarrt oder mit Agar gemischt. Man gewinnt es aus dem Blute von betäubten und durch Halsstich entbluteten, nicht von geschächteten Tieren, das man am zuverlässigsten selbst an der Schlachtstätte beim Spritzen aus der Wunde in sauberen, mit Alkohol und Äther ausgespülten, während des Transports mit einem Wattebausch verschlossenen grossen Glasgefässen (Einmachegläsern) auffängt. Nach 24—48 Stunden Stehen an einem kühlen Orte hat sich, besonders wenn man inzwischen mit einem abgesengten Glasstabe den Blutkuchen von der Glaswand gelöst hat, farbloses oder leicht blutiges Serum abgeschieden, das man dann abgiesst oder steril mit einer grossen Pipette (selbst hergestellt durch Blasen aus einem Glasrohre) absaugt. Das Serum kann dann entweder in Flaschen gefüllt, mit etwa 2% Chloroform (oder Toluol) versetzt und unter dichtem Gummistopfenverschluss, am besten im Dunkeln und Kühlen aufbewahrt werden, wobei es in der Regel nach einigen Monaten ganz oder fast ganz keimfrei wird, oder es kann sofort verarbeitet werden. Zu diesem Ende füllt man es, wenn gewünscht, mit einem Zusatz von $^1/_5$—$^1/_4$ seines Volumens neutraler, traubenzuckerhaltiger Nährbouillon (Löfflersches Serum) in geeigneter Menge in Röhrchen oder Doppelschälchen

und bringt es darin durch Erhitzen im mässig geheizten Bratofen oder auf einem Kuchenblech über einer beliebigen, nicht russenden Flamme (Bunsenbrenner, Spiritusflamme) zum Erstarren. Damit das Serum in den Röhrchen schräg erstarrt, legt man das Blech natürlich ebenfalls mit geeigneter Neigung schräg, z. B auf einen eisernen Dreifuss mit der einen, auf ein Pfundgewicht (dessen Knopf das Abrutschen des Bleches verhindert) mit der anderen Seite. Die heizende Flamme schiebt man unter dem Blech hin und her, damit die Erhitzung gleichmässiger wird. Die Erhitzung soll zunächst 70—80° betragen, jedenfalls unter dem Siedepunkt bleiben, weil sonst Blasen in der Serumschicht entstehen. Nach dem Erstarren setzt man die Erhitzung noch eine Viertelstunde fort, auch ist es zweckmässig, während der nächsten Tage sie noch ein- oder zweimal zu wiederholen, damit das Serum sicherer steril wird. Immerhin muss man auch dann noch die Serumröhrchen und -schalen vor Gebrauch stets auf ihre Keimfreiheit prüfen, indem man sie ein paar Tage an einen warmen Platz in der Nähe des Ofens oder in einen Brutapparat setzt. Trübung des Kondenswassers zeigt, wenn nicht gar Bakterien-Kolonien und -Rasen erscheinen, Verunreinigung an, die zur Ausmerzung des Substrates nötigt. Wen übrigens die gewöhnlich dabei eintretende Zerreissung der Serumoberfläche durch ein paar Blasen nicht stört, der kann die Röhrchen und Schalen auch nach dem Erstarren im Dampfstrom an drei Tagen über je $^1/_4$ Stunde sterilisieren.

Nach dem Vorgange von Langer (Deutsche med. Wochenschr. 1916, S. 515) kann man eine

wesentliche Ersparnis an Serum z. B. für Löffler-Serumplatten dadurch erreichen, dass man zunächst in die Petrischalen 10 ccm eines 2%igen Wasseragars mit 0,5% Kochsalz (ohne Fleischwasser, ohne Pepton) eingibt und erstarren lässt. Danach giesst man soviel Löffler-Serummischung auf, dass eine dünne Schicht entsteht (ca. 5 ccm, d. h. den 3. Teil der sonst erforderlichen Menge), diese wird bei 70—90° zum Erstarren gebracht (das dauert 2—3 Stunden). Nach dem Erstarren muss wegen der Verflüssigung des Agars die Platte vorsichtig aus dem Erstarrungsschrank herausgenommen werden, das Agar wird bei der Abkühlung wieder fest.

Da erstarrtes Serum mit eingetrockneter Oberfläche wenig zu Züchtungszwecken sich eignet, schützt man die Röhrchen auf eine der oben angegebenen Arten, die Doppelschalen durch Umlegen von breiten Gummibändern, Cofferdam oder Isolierband um den Rand vor dem Vertrocknen. Bei dem zum Zwecke des Erstarrens vorzunehmenden Erhitzen verdampft aus dem mit Chloroform oder Toluol konservierten Serum das Konservierungsmittel. Dagegen ist so konserviertes Serum nicht benutzbar zum Mischen mit Nähragar behufs Herstellung von Serumagar-Platten und Röhrchen, weil die Mischung von Agar und Serum beim Kochen durch Gerinnung des Serums sich trübt. Hierzu muss man daher, falls man nicht besonders vorsichtig und längere Zeit bis unterhalb des Gerinnungspunktes des Serumeiweisses zur Verjagung des Konservierungsmittels erwärmen will, anderweit sterilisiertes oder keimfrei gewonnenes Serum benutzen. Hat man

keine Zeit oder Gelegenheit solches Serum selbst zu gewinnen, so kann man es von Firmen (z. B. Altmann-Berlin, Dr. Grübler-Leipzig) beziehen.

In der ärztlichen Praxis bietet sich nicht selten Gelegenheit, keimfrei Aszites-, Hydrozelen- oder Ovarialzystenflüssigkeit von einem Kranken zu gewinnen. Diese Flüssigkeiten eignen sich in der Regel, für sich allein durch Erhitzen erstarrt oder mit Nähragar gemischt (25—50%), ausgezeichnet als Nährböden, ganz besonders auch für so anspruchsvolle Mikroorganismen wie die Meningo- und Gonokokken. Man beachte nur die Reaktion der Flüssigkeiten, die manchmal in einer ihrer Verwendung als Nährboden beeinträchtigenden Weise stark alkalisch ist; durch Mischung mit nicht oder schwach alkalisiertem Nähragar gleicht man diesen Mangel aus. Sterilisierung wie bei Serum, am besten bei 56°. Serum darf beim Sterilisieren nicht über 58° erhitzt werden. Man wählt meist die Temperatur von 56° und erwärmt an mehreren aufeinander folgenden Tagen 2—4 Stunden.

Menschenblut zum Aufstreichen auf Agar für Influenza- und Gonokokkenkulturen entnimmt man aus dem Ohrläppchen oder aus einem kleinen Hautschnitt auf der Beugeseite des Vorderarmes, einer Gegend, die verhältnismässig leicht zu desinfizieren ist. Man kann auch bei der Blutentnahme für die Wassermann'sche Reaktion gleichzeitig an seine Nährböden denken. Selbst ein geringer Zusatz von Blut oder Serum zum Agar, Bouillon usw. verbessert den Nährboden wesentlich. Für Influenzabazillen genügt auch Tierblut, das z. B. aus der grossen Flügelvene (dicht am Knochen)

eines Huhnes oder einer Taube leicht steril zu entnehmen ist; die Blutung steht sofort von selbst.

Galleröhrchen (für den Nachweis von Typhusbazillen im Blut) stellt man her, indem man eine vom Fleischer bezogene, abgebundene frische Rindergallenblase mit dem Messer an einer gut mit 70%igem Alkohol desinfizierten Stelle ansticht, den Inhalt in einen Kolben laufen lässt und $^1/_2$ Stunde sterilisiert. Danach füllt man auf Röhrchen und sterilisiert an 3 Tagen je 20 Minuten im Dampf. Wenn die Röhrchen 5 ccm Galle enthalten, kann man bis zu 2,5 ccm Patientenblut hineingeben. Schutz vor Verdunstung am besten durch sterilen Gummi- oder Korkstopfen.

Für die Milchnährböden benutzt man Magermilch von amphoterer Reaktion und kocht an drei aufeinanderfolgenden Tagen je 20 Minuten in Dampfstrom; nur die Röhrchen sind für Kulturzwecke brauchbar, die sich nach acht Tage langem Aufenthalt an einem warmen Orte unverändert erhalten haben.

Ähnlich verfährt man mit Kartoffeln, die man am besten nur in Form von Keilen in Reagenzgläschen verwendet. Man kann aber auch nach Simmonds Vorgang ganze Kartoffeln vorrätig halten. Dazu reinigt man gute Salatkartoffeln nach der Vorschrift, kocht sie und taucht sie, an umgewickelten Bindfäden aufgehängt, dreimal in halbstündigen Pausen in Schellacklösung. Nach dem Trocknen der Lösung werden die Bindfäden dicht an den Kartoffeln abgeschnitten. Noch nach monatelanger Aufbewahrung in diesem Zustande geben die Kartoffeln, mit ausgeglühtem Messer durchschnitten, eine keimfreie feuchte Oberfläche.

Züchtungsverfahren.

Die Kulturverfahren bedürfen, soweit sie zur Fortzüchtung von Reinkulturen bestimmt sind, keiner Erwähnung, da sie in der gebräuchlichen Form nichts an Einfachheit zu wünschen übrig lassen. Von den für die vorkommenden Diagnosen wichtigen Mikroorganismen hält man sich vorteilhaft zu Vergleichszwecken immer Reinkulturen vorrätig. Diese züchtet man sich selbst aus dem kranken Körper oder erbittet sie von einem bakteriologischen Institut oder bezieht sie für mässigen Preis von Králs Bakteriologischem Museum, Wien IX, Zimmermannsgasse. Die Kulturen bewahrt man, nachdem sie entwickelt sind, an einem kühlen Orte im Dunkeln in Röhrchen mit pilz- und verdunstungssicherem Verschluss (s. oben) auf. Die meisten in Frage kommenden Bakterien sind wenig anspruchsvoll, so dass Umzüchtung in Zwischenräumen von 4—8 Wochen genügt, um sie am Leben zu erhalten. Stichkulturen halten sich, da bei ihnen die Austrocknungsgefahr nicht so bedeutend ist wie bei Strichkulturen, oft länger lebensfähig als diese. Viele Bakterienarten halten sich in Gelatine-Stichkulturen besser als in Agarstichen. Alte eingetrocknete Kulturen übergiesst man mit steriler Nährbouillon, bebrütet sie 24 Stunden und impft dann ab. Monatelang halten sich übrigens auch manche empfindlicheren Bakterien, wie z. B. Pneumokokken, bei folgender Behandlung lebensfähig: Man tränkt kurze, in einem Reagenzglas im Dampf sterilisierte Seidenfäden (Turnerseide 4) mit Kulturen von

ihnen oder noch besser mit Blut oder anderen eiweisshaltigen Flüssigkeiten, in denen sie enthalten sind, und trocknet die Fäden in einem Schälchen scharf, indem man sie in ein luftdicht verschliessbares, Chlorkalzium enthaltendes Gefäss bringt — z. B. unter eine Butterglocke, deren Boden an dem Berührungsringe mit dem Sturz reichlich mit Vaseline, Lanolin oder dergleichen bestrichen ist. Schliesslich bewahrt man die Fäden in kleinen Reagenzgläschen auf, die in grössere, am Boden etwas Chlorkalzium unter Wattebedeckung enthaltende und mit Gummistopfen zu verschliessende eingestellt werden. Das Ganze hält man im Dunkeln. Die Pneumokokken bleiben so $^1/_2$ Jahr und noch länger virulent. Ebenso, wenn man Herz, Milz, Lunge einer frisch gestorbenen Pneumokokkenmaus in den Exsikkator legt und im Dunkeln aufbewahrt (L. Heim).

Zur Isolierung von Bakterien aus Gemischen mehrerer Arten bedient man sich des Plattenverfahrens. Man benutzt die Petrischen Doppelschälchen von etwa 9 cm Durchmesser und etwa 1,5 cm Höhe oder für bestimmte Zwecke, wie Züchtung von Typhusbazillen aus dem Stuhl, solche von 15 cm Durchmesser, bei denen man allerdings nicht mehr jede Stelle unter dem Mikroskop betrachten kann. Die Doppelschalen werden bis zum Erstarren des eingegossenen Nährsubstrates auf eine möglichst horizontale Tischplatte gestellt, sie lassen sich nicht gut durch Geräte des Haushaltes, wie etwa Glastellerchen oder kleine Glassatten für saure Milch ersetzen. Dagegen kann man sparsamer mit ihnen arbeiten und selbst

Schalen, von denen die eine Hälfte entzwei gegangen ist, noch benutzen, wenn man sie nicht als Doppelschalen, sondern als einfache Schalen verwendet und zur Bedeckung Glasplatten benutzt, die vom Glaser aus billigstem grünen Fensterglase in gewünschter Grösse rund oder viereckig geschnitten werden. Nur lasse man diese Glasplatten, damit sie fest aufliegen und gut decken, so gross bemessen, dass sie die Schalen ziemlich breit rings überragen.

Blechdosen für Massenkulturen. Für bestimmte Zwecke, bei denen es nicht auf Durchsichtigkeit ankommt, kann man an Stelle der Petrischalen Blechdosen als Kulturgefäss benutzen, so Dosen aus verzinktem Weissblech, die aus Schale und übergreifendem Deckel bestehen, sie ähneln den Sardinenbüchsen und wurden von B. Fischer zur Massenherstellung von Choleraimpfstoff benutzt. Lieferant: Labecawerke in Lübeck. Leider hindert die Rostbildung in der Regel eine mehr als 6malige Verwendung (minderwertiges Glas hat noch kürzere Lebensdauer).

Für manche Fälle lassen sich die Schälchen auch durch Rollröhrchen nach von Esmarch ersetzen. Diese sind aber nur für Gelatine gut brauchbar, nicht für Agar; auch ist das Abstechen der nicht an der Oberfläche des Nährbodens oder von der Röhrchenmündung entfernt liegenden Kolonien in ihnen schwierig. Der gleiche Mangel haftet den flachen Feld- oder Reiseflaschen an, die man zur Not an Stelle von Schälchen zu Plattenkulturen verwenden kann. Man hält sie mit etwas Gelatine oder Agar beschickt und die

Mündung mit einem Wattebausch verschlossen steril vorrätig, verflüssigt zum Besäen den Inhalt im Wasserbade und lässt ihn nach der Beimpfung in möglichst horizontaler Lage der Flasche, aber so, dass der Nährboden den Wattebausch nicht berührt, wieder erstarren.

Verdünnung mittelst Tropfen. Eine in vielen Fällen vermeidbare Verschwendung von Nährböden ist es, wenn beim Plattenverfahren nacheinander von einem Nährbodenröhrchen auf eine Reihe weiterer überimpft wird, während vielleicht nur die letzte Verdünnung zur Untersuchung und Bakterienisolierung geeignete Platten liefert. Mit weniger Materialverlust lässt sich so arbeiten, dass eine Anzahl von Bouillon- oder Gelatinetropfen auf eine sterile Glasplatte oder in ein Schälchen gebracht werden, dass dann der erste Tropfen mit dem zu untersuchenden Materiale, vom ersten Tropfen ein zweiter, von diesem ein dritter und so fort, immer nach vorherigem guten Durchmischen, besät wird und schliesslich vom letzten Tropfen ein Gelatine- oder Agarröhrchen, das dann in ein Schälchen ausgegossen wird.

Fraktionierte Aussaat. Sehr häufig kann man statt der Verdünnungsmethode in mehreren Gefässen mit Nährsubstrat hintereinander zur Vereinzelung der Keime das Verfahren der fraktionierten Aussaat auf der Oberfläche von Nährböden mit Vorteil benutzen, z. B. zur Untersuchung von Rachenabstrichen auf Diphtheriebazillen, von Eiter auf Bakterien u. a. m. Man beladet eine Platinöse mit dem zur Untersuchung bestimmten Materiale und streicht mit

ihr hintereinander, ohne sie mittlerweile auszuglühen, über die Oberfläche mehrerer Röhrchen mit erstarrtem Nährsubstrat, über eine oder einige mit erstarrtem Nährboden beschickte Platten oder ein Paar Kartoffelstücke in Schälchen oder Kartoffelkeile in Röhrchen hin und her. Für Nährmedien, die sich nicht beliebig oft von festem Zustande in flüssigen überführen und wieder in den festen zurückverwandeln lassen, also erstarrtes Serum, fertiges Serumagargemisch, Kartoffeln und dergleichen, ist diese Art der Keimisolierung die einzige überhaupt anwendbare. Man kann auch, damit die Platinnadel den Nährboden nicht zerkratzt, das Tröpfchen nur mit der Öse auf den Nährboden auftupfen und die Verteilung dann mit einem sterilen Wattebäuschchen oder, bei Schälchen, auch mit einem rechtwinkelig gebogenen Glasstabe oder Glasstabtriangel oder auch dem parallel zur Substratoberfläche umgelegten Drahte der Platinöse oder Platindrahttriangel vornehmen.

Sehr bequem lässt sich das Material über die Plattenoberfläche verteilen, wenn man das untere Ende eines gewöhnlichen Reagenzglases (das auch als Pistill in Reibschalen verwendbar ist) zum Ausstreichen benutzt. Man sterilisiert es einfach in einer nichtleuchtenden Flamme, lässt abkühlen, indem man es in ein weiteres steriles Reagenzglas schiebt. Man kann auch die ineinander geschobenen Reagenzgläser von vornherein mit Papier umwickelt sterilisieren und vorrätig halten.

Es gelingt auch mittelst schräg erstarrter Serum- und Agarröhrchen zur Reinkultur zu gelangen, es genügt, die Platinnadel oder Platinöse

im Kondenswasser abzuspülen und dieses dann über die Nährbodenfläche hinüberrieseln zu lassen, wobei eine Anzahl von Keimen auf dieser haften bleibt; vom Kondenswasser besät man darauf das Kondenswasser eines zweiten Röhrchens und so fort. Von Schälchen reicht bei ihrer grossen Oberfläche oft eine zur Erzielung isolierter Kolonien hin, wenn man nicht gar zu viel oder zu bakterienreiches Material aussät.

Verhütung von Wasseransammlung in den Schalen. Mancher Versuch, auf Agarplatten Keime zu isolieren, scheitert daran, dass nach Bebrütung infolge Wasseransammlung auf der Agaroberfläche es nicht zur Bildung isolierter Kolonien, sondern zur Hautbildung gekommen ist. Die Wasseransammlung kann daher rühren, dass das auf der Oberschale kondensierte Wasser auf die Agaroberfläche herabtropft oder aber — und das ist die häufigste Ursache — es handelt sich um Press- oder Quetschwasser. Die Kondenswasserbildung ist gering, wenn nicht heisser, sondern auf etwa 45° abgekühlter Agar auf die etwas vorgewärmten Platten ausgegossen wird. Löhnig empfiehlt, in den Schalendeckel ein etwa 4 qcm grosses Stück Filtrierpapier einzulegen und 1 Tropfen Glyzerin darauf zu bringen: Glyzerin zieht den Wasserdampf an und hilft so das Presswasser zur Verdunstung zu bringen. Rhein gibt an Stelle von Glyzerin 2—3 Tropfen einer 50%igen Chlorkalziumlösung auf das Filterpapier. Schneller noch wirkt festes, granuliertes Chlorkalzium, das man in eine Unterschale füllt. Man gibt nun die Unterschale mit der zu trocknenden Agarschicht nach unten auf die mit Chlorkalzium gefüllte Unter-

schale: beide Unterschalen müssen natürlich denselben Durchmesser haben, dann wird ein Raum gebildet, in welchem es schon nach etwa einer Viertelstunde zu einer völlig genügenden Trocknung der Agaroberfläche kommt. Die Chlorkalziumstücke können mindestens ein Dutzendmal zum Trocknen verwendet werden. Ist die hygroskopische Wirkung erschöpft, so erhitzt man sie stark in einer Abdampfschale unter Umrühren. Die nach der Verflüssigung starr werdende Masse zerkleinert man und hält sie in fest verschlossener Flasche vorrätig.

Gelatine und Agar in Röhrchen lässt sich, falls warmes Wasser nicht zur Hand ist, direkt über der Petroleumlampe durch vorsichtiges Erwärmen so schmelzen, dass sich keine Gasblasen, die bei der Verarbeitung des Röhrcheninhaltes zu Platten durch Vortäuschung von Kolonien stören, darin bilden. Übrigens kann man aus jeder Petroleumlampe, wenn ihre Glocke auf einem genügend tragfähigen Ringe ruht, leicht einen Wasserkochapparat bauen. Man setzt auf die Lampenglocke einen vom Klempner zu fertigenden kleinen Apparat aus Blech, der aus zwei etwa 10 cm voneinander entfernten und durch drei oder vier angenietete (nicht angelötete) feste Blechstreifen untereinander verbundenen Blechringen besteht. Der eine Blechring passt genau mit seinem nach unten umgebogenen Rande über den oberen Rand der Lampenglocke. Der andere, dessen Rand nach oben umgebogen ist, trägt einen kleinen Kessel mit Wasser, das sich über der heissen Lampe sehr schnell erwärmt.

Platinnadeln und Platinösen fertigt man sich selbst, indem man Platindraht kauft, Stücke davon schneidet, sie nach Wunsch mit einer Pinzette in Ösen biegt und sie mit dem einen Ende in Glasstäbe von passender Länge in die Flamme (Bunsenbrenner, Spirituslampe, Lötlampe) einschmilzt. Da das Ende des Glasstabes aber bei unvorsichtigem Abglühen des Platindrahtes häufig abspringt, und zwar auch wenn es aus Rubinglas besteht, kann man auch einen Kolleschen Nadelhalter benutzen, einen Stab von Aluminium, an den der Platindraht mittelst eines Schraubengewindes wie der Schreibstift in die Taschenbleistifte eingeschraubt wird. Für die Mitnahme in der Tasche ist der zerlegbare Halter vorzuziehen. Auch Taschenbleistifthalter selbst mit Schraubgewinde lassen sich natürlich, wenn ihre Öffnung nicht zu gross ist, zum Fassen von Platindraht benutzen, ebenso Häkelnadelhalter, wenn sie nicht zu kurz und nicht ganz aus Metall gearbeitet sind. Man beachte beim Gebrauch, dass die Spitze des Nadelhalters nach dem Ausglühen ziemlich langsam erkaltet. Für bestimmte Zwecke, wie z. B. die Entnahme von Körpergewebsmaterial durch Einritzen der Haut und Abschaben und Abimpfung von fest am Nährboden haftenden Kulturen ist sehr nützlich eine Platiniridiumlanzette, wie sie auch zur Schutzpockenimpfung gebraucht wird.

Platinersatz. Statt des teuren Platins haben sich verschiedene Ersatzdrähte gut bewährt, die unter den verschiedensten Namen im Handel sind, sie haben freilich keine sehr lange Lebensdauer („Glühfestes Kompositionsmetall" bei Altmann, Berlin, 10 cm = 60 Pfg., ferner „Platinit", „Wotan-

metall" usw.; von Platinit kosten z. Zt. 10 cm je nach Drahtstärke (0,4 bis 0,8 mm) 1,75 bis 7 Mk.).

Die Reagenzgläschen mit Nährsubstraten oder Kulturen werden in Wassergläser, auf deren Boden ein Bausch Papier liegt, gestellt oder in Konservenbüchsen niedriger Form oder in Zigarrenkästen, in denen ein Papierbausch oder eingefügte Scheidewände sie am Umfallen hindern. Auch ist es nicht schwer, aus Pappe und Heftpflaster kleine viereckige Pappkästchen sich herzustellen, die gegenüber Wassergläsern u. a. den Vorteil haben, dass sie im Brutschrank mehr Platz sparen. Reagenzglasgestelle kann man sich selbst leicht mit Laubsäge, Hammer und Nägeln aus Zigarrenkisten herstellen oder aus Blech und Draht vom Klempner anfertigen lassen: Zwei Blechstreifen von etwa 6 cm Breite und 10 cm Länge werden an einen ebenso breiten, aber beliebig längeren Blechstreifen rechtwinklig angelötet; zwischen beiden werden 2 und 8 cm von dem langen Blechstreifen entfernt je zwei umeinander gewundene Drähte befestigt, deren Windungen so weite Öffnungen lassen, dass Reagenzgläser hindurchgeschoben werden können. Leicht kann man sich aus etwas kräftigem Draht ähnliche Gestelle auch selbst zurechtbiegen.

Zur Bezeichnung der Kulturen sind aufgeklebte Etikettchen am geeignetsten, doch genügt vielfach auch Aufschrift mit buntem Fettstift oder mit gewöhnlicher Tinte.

Zum Abimpfen von Bakterienkolonien von Kulturschälchen gibt es besondere am Mikroskop anzubringende Hilfsapparate in Form von Stützblechen oder objektivähnlichen Ansätzen mit Nadel

daran. Sie sind aber für eine einigermassen geübte und sichere Hand zu entbehren.

Von Kulturapparaten für besondere Zwecke sind die Gärungsröhrchen zu erwähnen. Als solche lassen sich gut die Saccharimeter für die Zuckerbestimmung im Harn verwenden, die aber teuer und zerbrechlich sind. Vollständig ausreichend sind winklig gebogene, am Ende des längeren Schenkels zugeschmolzene Glasröhren, deren kürzeren Schenkel man an einer Stelle zur Aufnahme der Nährflüssigkeit bei eintretender Gärung kugelig aufblasen kann. Die Röhrchen werden mit gärungsfähiger Nährflüssigkeit soweit beschickt, dass der geschlossene Schenkel ganz damit gefüllt ist, der offene ein wenig enthält. Nach Verschluss der Mündung des offenen Schenkels mit einem Wattebausch wird das Röhrchen im Dampf sterilisiert und, wenn erkaltet, besät. Zum Aufstellen der Röhrchen benutzt man Zigarrenkästen, in deren Längswände man schmale, aber tiefe viereckige Kerben zum Auflegen der beiden Röhrchenschenkel geschnitten hat.

Ein einfaches Gärungsröhrchen erhält man auch, wenn man ein gewöhnliches Reagenzglas wie üblich mit Zuckerbouillon versieht und sodann ein kleineres, etwa 3 cm langes Röhrchen mit dem offenen Ende nach unten hereingibt und solange neigt, bis es luftfrei und nur mit Flüssigkeit gefüllt ist.

Zur Reinzüchtung von Anaerobien ist die Kultur unter der Glimmerplatte, die von Liefmann[1]) im Anschluss an den Vorgang von R.

[1]) Zentralblatt f. Bakteriologie Abt. I, Originale Bd. 46, S. 377.

Koch empfohlen und ausgestaltet worden ist, zu versuchen. Auch das Lentzsche Anaeroben-Plattenverfahren ist unter einfachen Verhältnissen möglich: hierbei legt man auf eine Glasplatte einen mit Pyrogallollösung getränkten und getrockneten Pappring, durchtränkt diesen mit genügender Menge wässriger 10%iger Kalilauge und stülpt sofort nach der Durchtränkung das vorher gegossene und besäte Kulturröhrchen über den Ring. Das Kulturschälchen muss genügende Höhe besitzen. Alsbald dichtet man ab, indem man auf die Glasplatte rings um das Schälchen eine Plastilinstange von der nötigen Länge (30—32 cm) legt. Die Lentzsche Apparatur (auch für Röhrchen und Kolben) ist zu haben bei F. u. M. Lautenschläger. Statt des Papprings kann man aber auch (und das ist billiger) eine flache Glasschale auf die Glasplatte setzen und mit etwas Zellstoff oder Watte zur Aufnahme von zunächst $^3/_4$ g Pyrogallussäure versehen. Nach Beimpfung der Platte wird unmittelbar vor dem Aufsetzen auf den Plastilinring 5 ccm frisch ausgekochte 10%ige Kalilauge eingegossen. Heim legt Watte direkt auf die Glasplatte (ohne Glasschälchen) und zwar 0,5—0,7 g entfettete Watte, die mit Wasser befeuchtet und flach ausgedrückt ist. Auf diese Watte wird eine frisch bereitete Lösung von 0,7 g Pyrogallol in 1—1,5 ccm heissem destillierten Wasser gegossen, dann weiter wie oben.

Viel einfacher aber als die genannten Plattenverfahren ist für die Anaerobenzüchtung das Schüttelverfahren in hoher Schicht im Reagenzglas. Hierbei verwendet man 1—2%igen Traubenzuckeragar in hoher Schicht, durch 10 bis

15 Minuten langes Kochen treibt man die Luft aus, kühlt dann schnell auf 42—43° ab. Man impft nun ein Röhrchen mit dem Originalmaterial und stellt von diesem ersten Röhrchen aus Verdünnungen in weiteren Röhrchen so her, als ob man Platten giessen wollte. Man lässt aber den Agar in den Röhrchen, mischt gut zur Trennung der Arten und lässt dann sofort die Röhrchen durch Einstellen in kaltes Wasser erstarren. Bei dem Mischen der Röhrchen ist Beimischen von Luft zu vermeiden: es geschieht das am besten so, dass man die Röhrchen nicht wie sonst üblich aufschüttelt, sondern zwischen beiden Händen rollt oder die Röhrchen etwa in der Mitte zwischen Daumen und Zeigefinger wie eine Schreibfeder fixiert und nun mit dem unteren Ende des Röhrchens Kreisbewegungen ausführt. Die erstarrten Röhrchen stellt man nun ohne weiteres in den Brütschrank. Bei Züchtungen, die nur wenige Tage dauern, ist eine besondere Abdichtung ausser einem festsitzenden Wattestopfen nicht nötig Soll sich die Beobachtung aber über eine längere Reihe von Tagen erstrecken, so ist allmählich mit Eindringen von Sauerstoff zu rechnen. Man überschichtet dann den Agar mit einer etwa 3 cm hohen Schicht von sterilem Paraffinum liquidum [1]) oder man wendet den noch weit wirksameren Verschluss nach Burri an, ein Anaerobenverschluss, der auch unter den einfachsten Verhältnissen möglich ist: man setzt zunächst schon beim Sterilisieren der Nährbodenröhrchen Stopfen aus nicht

[1]) Eine Vorschrift zur Reinigung von gebrauchtem flüssigen Paraffin gibt E. Mutschler, Münch. medizin. Wochenschr. 1917. S. 1350.

entfetteter Watte auf, nach erfolgter Besäung der Röhrchen brennt man den Stopfen ab, schneidet eventuell den überschüssigen Teil mit der Schere ab und schiebt ihn mit steriler Pinzette ins Innere. Nun setzt man einen zweiten Stopfen aus entfetteter, hygroskopischer Watte auf. Diesen führt man ebenfalls ins Innere ein, durchtränkt ihn mit 1 ccm 20%iger Pyrogallussäure und danach mit 1 ccm 20%iger Kalilauge. Das Röhrchen wird nun sofort mit gut sitzendem Gummistopfen verschlossen. (Der gleiche Verschluss eignet sich auch für flüssige Anaeroben- sowie für Oberflächenstrich-Kulturen in Röhrchen oder Kolben). Die Isolierung der in der hohen Schicht gewachsenen Kolonien ist dann sehr leicht, wenn in den letzten Verdünnungsröhrchen der Serie nur ganz vereinzelte Kolonien gewachsen sind, dann gelingt es durch Anstechen mit langem Draht einzelne zu fassen. Sind die Kolonien reichlicher angegangen, dann ist es nötig, die Agarsäule aus dem Röhrchen herauszunehmen. Das geschieht entweder, indem man nach Sterilisierung der Glasaussenfläche mit Alkohol u. a. am unteren Ende mit Glasfeile oder Diamant das Glas stark anritzt und durch Berühren mit glühendem Glasstab absprengt. Die Agarsäule lässt sich dann leicht in eine sterile Petri-Schale übertragen, indem man in das Innere der Röhrchen von oben her ein schmäleres Reagenzglas, dicken Glasstab oder dergl. einführt. Man kann auch ohne Verlust des Röhrchens nach Konrich die Agarsäule herausbringen, wenn man das Röhrchen mit einer Röhrchenklammer oder Cornetpinzette fasst, das untere Röhrchenende in die Bunsenflamme hält und die Röhrchenmündung (nach

Abflammen) in eine sterile Petrischale führt: durch die Erhitzung wird ein geringer Teil des Agars im Innern verflüssigt, der entstehende Wasserdampf treibt die Agarsäule aus. Die Agarsäule wird nun mit sterilem Messer in kleine Scheiben zerschnitten, von denen man (eventuell unter Kontrolle des Mikroskops) Kolonien absticht. Mitunter kommt man nach diesem Verfahren allerdings erst zur Reinkultur, wenn man von dem abgeimpften Material noch eine weitere Schüttelagarreihe anlegt: es ist nämlich oft das Agarpresswasser an der Peripherie der Agarsäule keimhaltig und ferner wird beim Anschneiden von Kolonien (was nicht immer zu vermeiden ist) eine Keimverschmierung stattfinden.

Hat man einmal Anaeroben-Reinkulturen, so dienen zu ihrer Fortzüchtung einfach Kulturröhrchen in hoher Schicht mit festen Nährböden oder Hirnbrei oder auch reichlich mit Bouillon gefüllte, vor Besäung frisch ausgekochte und ohne Schütteln aufbewahrte Röhrchen, zu denen ein Stückchen Tierorgan oder eine andere reduzierend wirkende Substanz gefügt ist.

Brutschränke.

Nicht wenige von den Bakterien, auf deren Nachweis die für die Praxis wichtigen Untersuchungen abzielen, gedeihen schnell und üppig oder überhaupt nur bei Temperaturen, die der Körperwärme naheliegen. Daher ist die unbedingte Notwendigkeit vorhanden, Einrichtungen zu besitzen, die eine Züchtung bei Körpertemperatur gestatten.

Vollkommenes leisten in dieser Beziehung die in den grossen Laboratorien üblichen mit Gas beheizten und mit Reguliervorrichtung ausgestatteten Brutapparate. Sie haben aber zwei Nachteile, die ihre Benutzung nicht jedem gestatten: sie sind teuer und erfordern Gas oder elektrischen Strom zur Beheizung. Die Preisfrage lässt sich bis zu einem gewissen Grad mildern, da z. B. einen Blechkasten mit doppelten Wandungen, zwischen die Wasser gegossen werden kann, einer dicht schliessenden Tür oder einem ebenso beschaffenen abhebbaren Deckel, sowie einer, gegen Feuersgefahr durch Tränken mit Phosphorsäure geschützten Umhüllung der Seitenwände und der Oberseite mit Filz, ein geschickter Klempner wohl fertigen kann. Apparate aus Kupferblech sind natürlich viel haltbarer als solche aus Eisenblech, aber auch wesentlich teurer. Allerdings wird die Temperatur in solchen einfach gebauten Brutapparaten nicht immer genau auf 37° C zu halten sein. Das ist aber schliesslich für die meisten Fälle nicht von so grossem Belang. Wichtig ist vor allem, dass die Temperatur nicht über 39 oder 40° C steigt; ein zeitweises Sinken bis auf 30° ist im allgemeinen, falls man nicht sehr empfindliche Bakterien züchten will, nicht von besonderer Bedeutung.

Hier sei allgemein hervorgehoben, dass ein guter Wärmeschutz gegeben ist, wenn die Brutkästen doppelwandig sind. Dabei kann auch Luft als schlechter Wärmeleiter zum Isolieren benutzt werden, auch Ausfüllen der Zwischenräume mit Holzwolle, kurz geschnittenem Heu, Häcksel, Sägespänen, Torfmull unter festem Einstampfen gibt gute Isolierung.

Wo elektrisches Licht zur Verfügung steht, lässt sich ein Holzkasten als Brutschrank brauchen, in dem eine elektrische Glühbirne, mit lichtundurchlässigem Stoff umwickelt, brennt. Die Temperatur steigt bis auf eine mässige Höhe, die natürlich nach dem Grössenverhältnis zwischen Birne und Kasten etwas verschieden sein wird, und sich dauernd ohne Regulator sehr gleichmässig darauf hält.

Oft gilt es da Rat zu schaffen, wo kein Gas und kein elektrischer Strom zur Verfügung steht oder wo auch noch ein vom Klempner nach Art des vorstehenden zu bauender Apparat zu teuer erscheint, — zu dem Kasten selbst kommt ja noch die Reguliervorrichtung und der besonders konstruierte Brenner hinzu.

Brutschränke mit Petroleumheizung liefert heute jede bessere Firma für Bau bakteriologischer Apparate, ebenso Thermoregulatoren für Petroleumheizung. Improvisiert man sich einen Brutschrank mit Petroleumheizung, so sind die Petroleumlampen mit beweglichem Oberteil empfehlenswert, die eine Brenndauer von 24 Stunden haben. — Einen improvisierbaren Thermoregulator für Petroleumheizung beschreiben Kulka und Sztahovszcky (Centralbl. f. Bact. Orig.-Bd. 76, S. 237).

Sehr wohl können auch die in der Geflügelzucht verwendeten Brutmaschinen, die meist mit Petroleum zu heizen sind, für Bakterienkultivierung dienen. Es gibt deren ganz vorzüglich arbeitende (Sartorius-Göttingen, Cremat-Berlin-Lichterfelde u. a.)

Billig und einfach ist eine von Klemensiewicz vorgeschlagene Einrichtung. Durch einen grossen als Brutschrank dienenden Holzkasten führt ein eisernes Rohr hindurch, das die Verbrennungsgase einer Gasflamme oder einer Petroleumlampe ableitet. Man kann in der Tat durch richtige Wahl der Flammengrösse dahin gelangen, dass an einer bestimmten Stelle des Kastens dauernd ungefähr die gewünschte Temperatur herrscht. Bedingung dafür ist aber das Bestehen einer gleichmässigen Aussentemperatur, denn bei dem Mangel jeder feineren Regulierung ist die Innentemperatur in hohem Masse von der Lufttemperatur in der Umgebung des Kastens abhängig. Das ist auch bei den weiterhin zu beschreibenden Brutapparatkonstruktionen der Fall, — am wenigsten bei der noch zu erwähnenden Kochkiste. Man muss sie daher, wie ja schliesslich auch die von den Fabriken gelieferten Brutapparate, in gleichmässig temperierten Räumen aufstellen oder bei Schwankungen der Zimmerwärme die Grösse der Heizflamme verändern. Die Gefahr, dass das Holz des Kastens bei Berührung mit dem Schornsteinrohr ankohlt oder anbrennt, lässt sich leicht durch Imprägnierung des Holzes mit Phosphorsäure beseitigen.

Recht brauchbar ist auch folgender, von C. Enoch konstruierter Brutapparat. In dem Boden einer starkwandigen Kiste wird in der Mitte der ganzen Länge nach ein 10 cm breiter Streifen Holz herausgeschnitten und durch aufgenageltes Blech ersetzt. Dann wird der Boden der Kiste mit Eisenfeilspähnen in etwa 2 ½ cm hoher Schicht bedeckt, auf diese ein Kasten aus Blech gesetzt

und der Zwischenraum zwischen dessen Aussenwand und der Innenwand der Kiste mit Eisenfeilspähnen ausgefüllt. Schliesslich wird die Kiste mit dem Deckel und einer darauf gelegten Filzschicht bedeckt. Unter dem Blechstreifen, im Boden wird eine Wärmequelle angebracht, eine Petroleumlampe oder dergleichen. Es gelingt leicht, diese so gross zu wählen oder ihre Entfernung vom Boden der auf hölzernen Böcken ruhenden Kiste so zu regeln, dass im Innern des Blechkastens stets eine gleichmässige Temperatur herrscht. Auch hier wird wieder der Boden der Kiste durch Tränken mit Phosphorsäure vor dem Anbrennen geschützt.

Sogar für Massenkulturen lassen sich aus Kisten mit Petroleumheizung brauchbare Thermostaten herstellen (vergl. Lénárd, Münch. med. Wochenschr. 1917. S. 671). Lénárd teilt eine mit der Öffnung nach vorn aufgestellte Kiste durch eine Scheidewand in einen grösseren und kleineren Raum. Die Scheidewand hat oben und unten für die Wärmezufuhr Schlitze. Der kleine Raum ist durch ein wagrechtes Brett wieder in einen grösseren oberen und kleineren unteren Raum geteilt. Auf dem wagerechten Brett steht eine Petroleumlampe, deren Wärme dem eigentlichen Brutraum durch den oberen Schlitz übermittelt wird. Der Boden der kleinen unteren Kammer ist durchlocht, durch das Loch ragt der Glaszylinder einer zweiten Petroleumlampe, deren Wärme durch den unteren Schlitz der Scheidewand zum Brutraum geht. Alle Stellen, die direkte Wärme von den Lampen empfangen, sind durch Blech geschützt. Der Kistendeckel wird als Tür verarbeitet.

Basten[1]) berichtet, dass er im Felde einen Brutschrank für 37° sich aus einer auf einem Eisengestell angebrachten Heringsbüchse hergestellt hat, die von unten durch eine Petroleumlampe geheizt wurde. Zur gleichmässigen Verteilung der Wärme wurde einige Zentimeter unterhalb des Bodens ein Blechschildchen angebracht. In der Büchse selbst wurde 1 1/2 cm über dem Boden eine auf 2 Holzleisten liegende Drahtnetz-Unterlage geschaffen.

Auch Nachtlichter und Stearinkerzen können als Notbehelf für die Warmhaltung dienen. Empfehlenswert sind von Nachtlichtern die sogen. Dortmunder, die eine 8 stündige Brenndauer haben. Nach v. Esmarch kann man die Kulturen in einem weiten Glase in ein grosses Wasserbad stellen, das auf 35—40° erhitzt, mit einem Deckel und einer Schicht Watte bedeckt und durch ein darunter gestelltes Nachtlicht geheizt wird, das man je nach der gewünschten Temperatur mehr oder weniger dicht unter den Boden des Topfes bringt. Die Temperatur kontrolliert man an einem durch den Deckel geführten Thermometer.

Auch der kleine mit Spirituslampe geheizte Aluminium-Thermostat, der dem Wiedemannschen Differential - Gärungs - Manometer (Lieferant Dr. H. Geisolds Nachf., Bonn) beigegeben ist, ermöglicht eine Bebrütung von ca. 5 Stunden, die man durch Neuauffüllen von Spiritus verlängern kann.

Landois[2]) hat einen Brütofen erdacht, der

[1]) Münch. med. Wochenschr. Feldärztl. Beil. 1915. S. 532.

[2]) Zentralbl. f. Bakt. Bd. 13. 1893. S. 256.

mit grossen Stearinkerzen geheizt werden kann und eine ganz eigenartige Reguliervorrichtung besitzt: Ein beständig laufender, ganz dünner Strahl kalten Wassers (aus Wassertonne) füllt abwechselnd Eimerchen, durch deren Gewicht ein kleiner Wagen, der das Stearinlicht trägt, vom Heizkasten weggeführt oder zurückgefahren wird. Die Regulierung wird durch das ungleich grosse Ausdehnungsvermögen zweier Stäbe bedingt, Zink- und Glasstab. Das erstere verkürzt sich bei Abkühlung bedeutender und dehnt sich bei Erwärmung mehr aus, bewegt damit einen Hebel, der die richtige Wasserverteilung und damit das Wegfahren des kleinen Heizwagens zur Folge hat.

Die Bestrebungen haben sich auch darauf gerichtet, Brutapparate ohne elektrischen Strom und ohne Flamme herzurichten. Nach v. Esmarch kann man folgendermassen vorgehen: Man füllt auf den Boden eines Topfes kristallisiertes essigsaures Natron, schmilzt es durch Erwärmen auf etwa 60°, bringt dann die Kulturen in einem Glase in den Topf ein und umhüllt ihn mit einer dicken Pferdedecke oder dergleichen. Das essigsaure Natron gibt beim Wiederauskristallisieren seine Wärme sehr allmählich ab und hält daher das Innere des Topfes lange warm. Man muss nur darauf achten, dass die Temperatur die Grenze von 37° nicht überschreitet. Nach 24 Stunden ist noch die Temperatur von 27° zu finden. von Esmarch konnte in einem solchen Apparat selbst Tuberkelbazillen züchten.

Thermophore. Auf demselben Prinzip beruhen die Thermophor-Apparate. Einen solchen benutzte K. Walz als Brutofen (Münch.

med. Wochenschr. 1900, S. 933). Dieser besteht aus einer schlecht wärmeleitenden Hülse und dem mit Deckel versehenen einzusetzenden doppelwandigen Thermophorzylinder, welcher in geschlossenem Raum das Salz (essigsaures Natron) enthält. Durchmesser 12 cm (aussen 20 cm), Höhe 19 cm (aussen 30 cm). Platz für 25 bis 30 Reagenzgläser, oder 8—16 Petrischalen. Gewicht 5,5 kg. Der Innenraum ist mit Filz belegt. Man stellt den Apparat kurze Zeit in siedendes Wasser, trocknet gut ab und gibt die Kulturen ein. Man probiert am besten selbst aus, wie lange man in dem siedenden Wasser den Apparat zu halten hat, um die gewünschte Temperatur zu erhalten. (Einlegen eines Fiebermaximalthermometers in den Innenraum.) Bei dem Originalapparat von Walz genügte die Zeit von 1½ Minuten, um bei Eintauchen des Thermozylinders in siedendes Wasser bis zur Hälfte seiner Höhe binnen ½ Stunde die Temperatur von 35° zu erreichen. Die Maximaltemperatur erhielt sich 1½—2 Stunden, hielt sich 4—5 Stunden über 30°, um nach 7—10 Stunden die Zimmertemperatur zu erreichen. Wenn man das Erhitzen morgens und abends vornimmt, so ist der Apparat für die gewöhnlichen bakteriologischen Diagnosen durchaus brauchbar.

Kochkisten. Auch die Kochkiste lässt sich als Brutapparat benutzen. Man stellt sie selbst her aus einer festen Kiste (Weinkiste), deren Deckel an Scharnieren aufklappbar und mit einer Kramme fest zu verschliessen ist. Auf den Boden der Kiste bringt man zunächst einige Zentimeter hoch Holzwolle oder Heu. Dann stellt man einen grossen

Topf mit Deckel in die Mitte der Kiste und stopft den Zwischenraum zwischen ihm und den Kistenwänden so fest als möglich mit Holzwolle oder Heu aus. An die Unterseite des Deckels nagelt man Sackleinwand, unter die man eine dicke Schicht Holzwolle oder Heu schiebt. Bringt man nun in den Topf nicht zu wenig Wasser von etwas über 40° (die nötige Temperatur ist auszuproben) und stellt die Kulturen in einer Kakesbüchse eingeschlossen hinein, so erwärmen sie sich auf Körperwärme und behalten infolge der Umgebung durch schlechte Wärmeleiter diese Temperatur annähernd 24 Stunden bei. Dann erneuert man das Wasser im Topf und bebrütet weiter. Ebenfalls muss man das Wasser natürlich bei jedem Öffnen der Kiste und des Topfes zwecks Herausnehmen oder Hineinsetzen von Kulturen durch neues warmes ersetzen.

Um die Kiste noch besser vor Wärmeabgabe zu schützen und unabhängiger von der Aussentemperatur zu machen, empfiehlt sich, sie in eine weitere Kiste einzusetzen und den Zwischenraum zwischen beiden mit schlechten Wärmeleitern (Holzwolle, Heu) auszufüllen oder aber sie mit starkem Filz oder dickem Linoleum zu umkleiden.

Nimmt man den Topf der Kochkiste doppelwandig, um den Mantel zur Aufnahme des warmen Wassers zu benutzen, so steht dann für die Bebrütung der ganze Innenraum des Topfes zur Verfügung. Einen solchen Apparat stellt nach A. Friedmanns Angabe die Firma Altmann, Berlin, her. Füllt man den Topf mit Wasser von 44° und lässt ½ Stunde offen stehen, so hat der Innenraum nach dieser Zeit eine Temperatur von

40°. Schliesst man jetzt den Apparat, so fällt bei einer Zimmertemperatur von 19—20° die Temperatur binnen 24 Stunden bis auf etwa 30°. Da der Apparat transportabel ist (Aussenmasse 40×39 cm, für Kulturmaterial verfügbarer Raum 10×15,5 cm), so kann man die am Krankenbett z. B. bei Meningitis-Verdacht gefertigten Ascites-agarplatten-Ausstriche von Liquor und Rachenmaterial direkt in den körperwarmen kleinen Raum übertragen und in diesem transportieren.

Thermosflaschen. Eine weite Verbreitung namentlich im Felde haben die Thermosflaschen als Brutapparate gefunden. Schon zur Übersendung von infektiösem Material, das Abkühlung nicht verträgt (Nasen und Rachen-Abstriche bei Meningitis, Liquor) sind sie geeignet, aber auch zur Bebrütung oder für beide Aufgaben zugleich. Die Thermosflaschen des Handels sind aber sehr ungleichwertig je nach dem Grade des Vakuums zwischen den Glaswänden der Flasche, je nach Güte des Wärmeschutzmaterials usf. Es empfiehlt sich vor Ankauf zu Thermostatenzwecken die Flasche einer Prüfung zu unterziehen. Man kann sie voll 38° warmen Wassers giessen und gibt dann die Kultur hinein, am besten nicht direkt, sondern eingeschlossen in eine wasserdicht schliessende Metallhülse. Wann die Erneuerung des Wassers stattzufinden hat, muss man ausprobieren. In den meisten Fällen ist es ganz gleichgültig, ob die Temperatur auf 35 oder 32 oder gar 30° zurückgeht. — In den gewöhnlichen Thermosflaschen ist meist nur 1 Röhrchen des üblichen Formats unterzubringen, bei weiterem Bedarf wird man

deshalb kleinere und vor allem schmalere Röhrchen benutzen oder die grösseren Thermosflaschen anschaffen, die $^1/_2$—$1^1/_2$ l fassen, so dass man ein Dutzend und mehr Röhrchen unterbringen kann.

Speziell für bakteriologische Blutuntersuchungen ist Scheidemantels Thermophor (Münch. med. Wochenschr. 1914, S. 1062) berechnet (zu haben bei E. Leitz, Berlin). Es ist eine einfache, mit Bajonettverschlussdeckel und mit Henkel zum Tragen versehene Thermosflasche mit Einsatz für Röhrchen und Platten. Der Zylinder wird mit heissem Wasser von 43° bis etwas über die Hälfte gefüllt. Der Agar wird innerhalb des Thermophors in flüssigem Zustand ans Krankenbett gebracht, hier lässt man das Krankenblut in den Agar einlaufen, giesst die Platten, die nun sofort bei Körperwärme gehalten und transportiert werden. Natürlich ist der Apparat auch für Blutgallekultur sowie für Transport von Meningitis-Ausstrichen geeignet.

Für Bebrütungszwecke dürfte jedenfalls eine Kombination von Thermosflasche und Kochkiste sehr geeignet sein.

Ein von E. Hesse (Deutsche med. Wochenschr. 1916, S. 979) angegebener flammenloser, versendbarer Brutschrank ist ein doppelwandiger Topf aus Weissblech, der Mantel wird mit heissem Wasser gefüllt. Die Isolierung der senkrechten Aussenwände erfolgt durch aufgeleimtes Zeitungspapier in $2^1/_2$ cm dicker Schicht. Boden- und Deckflächen sind mit Filz bekleidet. Aussen Linoleum. Temperatur nach Füllung mit 50° warmem Wasser = 41°, nach 12 Stunden 32°. Der Apparat diente im Felde zur Übersendung

von Genickstarre-Material, ist auch geeignet für Übersendung von mit Ruhrstühlen bestrichenen Platten. Bei Verwendung als Brutschrank ist zweimalige Füllung am Tag notwendig.

Hier sei erwähnt, dass man als Wärmequelle für Brutapparate auch das Löschen von Kalk benutzen kann (Doppelkiste mit Blecheinsätzen von Bolland und Hegenbart, Wien. med. Wochenschr. 1916, Nr. 44).

Im Winter mag man die zu bebrütenden Kulturen auch in die Nähe des Ofens setzen oder, wie von Esmarch vorschlägt, auf ein Brett über dem Ofen dicht unter der Zimmerdecke, wo die Temperatur bis an 30° steigt.

Hat man einen Brutschrank für 37°, so kann man durch geeignete Aufsätze (Holzkisten, Holztreppen) sich für niedrigere Temperaturen leicht kleine Räumlichkeiten mit annähernd konstanten Temperaturen schaffen.

Schliesslich lässt sich der menschliche Körper als Brutapparat ausnutzen. Leichter erkrankten bettlägerigen Kranken kann man die Röhrchen oder Schälchen, die mit dem von ihnen stammenden Untersuchungsmateriale besät worden sind, auf der Brust befestigen und ein dickes Wolltuch darüber decken. Ferner liefert die Kleidung des Arztes selbst eine Anzahl von kleinen, im wahren Sinne des Wortes Taschenbrütapparaten. Namentlich die Taschen auf der Innenseite der Weste eignen sich dafür. Man legt die Kulturröhrchen in lange Zigarrentaschen, auch in Blechkapseln, wie sie zur Aufbewahrung von Pflastern dienen, oder in Pennale, wie sie die Schulkinder für ihr Schreibgerät gebrauchen, oder in Papphülsen und

steckt sie in die innere Westentasche. Nachts legt man sie unter das Kopfkissen. Diphtheriebazillen beispielsweise geben nach 24 Stunden bei dieser Art der Bebrütung auf Serum gutes Wachstum.

Kühlhaltung. Für Kühlhaltung sind die Thermosflaschen und Kochkisten ebenfalls sehr geeignet, eventuell Kombination von beiden. Sie sind auch zum Einfrieren zu empfehlen, man gibt hierfür eine Mischung von Eis und Salz (Viehsalz) in das Innere.

Handelt es sich um Kühlhaltung, wenn Eis nicht zur Verfügung steht, oder um Transport von Materialien, die höheren Lufttemperaturen nicht ausgesetzt werden dürfen (Wasser, Fäces usw.), so kann man sich einen Thermophorkühlkasten improvisieren unter Zuhilfenahme von Chloräthyl (Näheres s. Fülleborn, Münch. med. Wochenschr., Feldärztl. Beilage. 1916, Nr. 29. S. 1070). Noch wirksamer ist flüssige Kohlensäure, wie sie in Stahlbomben für Bierdruckapparate im Gebrauch ist. Das von Fülleborn konstruierte, bei F. u. M. Lautenschläger käufliche Transportgefäss ermöglicht z. B. Wasser 24 Stunden bei 4° C zu halten.

Untersuchungen besonderer Art.

1. Zählen von Kolonien.

Von Untersuchungen besonderer Art sei an erster Stelle das Zählen von Kolonien auf Schälchenkulturen berührt. Einer Zählplatte bedarf man dafür nicht. In Schälchen mit wenig

Kolonien zählt man alle unter Zuhilfenahme einer Lupe, wobei man die Schälchen auf eine dunkle Unterlage stellt oder man dreht die Schale um, hält sie oder legt sie gegen einen dunklen Hintergrund und gibt nun jeder Kolonie auf der entsprechenden Stelle des Glases der Unterschale mit der Feder einen Tintentupfer. Bei reicher bewachsenen Schälchen hilft man sich folgendermassen: Man stellt sie auf schwarzes Glanzpapier (oder bestrahltes Zelloidinpapier) und ritzt rings um ihren Rand mit einer Stecknadel einen Kreis in das Papier. Den Kreis teilt man, indem man mit der Nadel Durchmesser in das Papier ritzt, in eine Reihe gleich grosser Sektoren. Dann stellt man die Platte wieder auf den Kreis, zählt die Kolonien in einigen Sektoren und berechnet daraus die Zahl der Kolonien auf der Platte. Bei Schälchen von gleicher Grösse kann man das schwarze Papier mit der Kreiseinteilung selbstverständlich immer wieder verwenden. von Esmarch empfiehlt, aus schwarzem Papier (dem Rande eines Trauerbriefes zum Beispiel) ein genau 1 qcm grosses Stück auszuschneiden, das Kulturschälchen darauf zu stellen, es wiederholt zu verschieben und jedesmal dabei zu zählen, wieviel Kolonien im Durchschnitt auf 1 qcm kommen. Dann misst man mit Zollstock oder Zentimetermass den Durchmesser des Schälchens, berechnet daraus seine Grösse in Quadratzentimetern (Fläche $= r^2\pi$, r = halber Durchmesser in cm, $\pi = 3{,}14$) und erhält durch Vervielfältigung dieser Zahl mit der durchschnittlichen Keimzahl für 1 qcm die Zahl der gesamten vorhandenen Kolonien.

Schalen, die mehr als 1500 Kolonien enthalten, sollten mikroskopisch gezählt werden. Zählt man die in Gesichtsfeldern sichtbaren Kolonien und kennt man die Grösse des Gesichtsfeldes, so lässt sich dann die auf der Schale von soundsoviel Quadratzentimetern Fläche befindliche Gesamtzahl der Kolonien leicht berechnen. Die Messung der Grösse des Gesichtsfeldes geschieht durch einen auf den Objekttisch gelegten Objektivmikrometer, der Zehntelmillimeter scharf ablesen lässt. Eine annähernde Schätzung des Durchmessers des Gesichtsfeldes lässt sich vornehmen, wenn man einen Millimetermassstab (Zollstock) auf den Objekttisch legt. Man messe die Grösse des Gesichtsfeldes bei genau bekannter Tubuslänge aus, es empfiehlt sich die Systeme zu wählen: Zeiss Obj. A, Okular. I und IV oder Leitz Obj. 3, Okular I und IV. Durch Einlegung von Blenden oder eines Netzes oder der Heimschen Zählscheibe in das Okular lässt sich das Gesichtsfeld weiter einengen, falls die Schalen sehr dicht bewachsen sind. Um einen Mittelwert zu erhalten, pflegt man 30 Gesichtsfelder, die den verschiedenen Durchmessern der Platte entnommen sind, auszuzählen.

2. Agglutination.

Abmessen infektiöser Flüssigkeiten. Das Aufsaugen infektiösen Materials mit Pipette direkt mittelst des Mundes ist unbedingt zu vermeiden. Auch die in den oberen Pipettenmündungen angebrachten Watteeinlagen schützen den Mund nicht in jedem Falle vor Infektion. Vor allem besteht die Gefahr, dass nach

Zuhalten der Pipettenmündung mit dem Finger und erneutem Pipettieren der Mund indirekt durch die Finger infiziert werden kann. Man kann, um das zu vermeiden, einen Gummischlauch von 35—40 cm Länge nehmen und an diesen ein Glasmundstück (Glasröhrchen, dessen scharfe Kanten durch Erhitzen in der Flamme abgerundet sind) anfügen. Das Mundstück ist vor dem Arbeiten keimfrei zu machen (Ausglühen oder Abbrennen in Alkohol) und darf während der Arbeit nicht von der Hand berührt werden, sondern bleibt im Munde. Nach dem Ansaugen der Flüssigkeit, die man bei dieser Methode sehr gut beobachten kann, schliesst man mit dem Daumen und Zeigefinger den Gummischlauch. Grundsätzlich richtiger aber ist es im Laboratorium, in welchem mit infektiösen Mikroorganismen gearbeitet wird, überhaupt nichts an den Mund zu bringen. Es gehört gar nicht viel Geschicklichkeit dazu, alles Pipettieren mittelst Gummikappe oder Gummiballons vorzunehmen. Ist die Ballonmündung zu eng, so kann man ein kurzes enges Glasstück ansetzen, dessen anderes Ende ein gerade noch festsitzendes aber genügend weites Gummischlauchstück mit der Pipette verbindet. Ist umgekehrt die Ballonmündung zu weit, so steckt man ein kurzes Glasrohr hinein, an dessen anderes Ende man ein kurzes Stück Vakuumschlauch anschliesst. Bei 1 ccm-Pipetten kann man auch als Sauger einen etwa 8 cm langen Gummischlauch benutzen, der nach oben durch einen Knoten verschlossen ist. Durch Zusammenquetschen und Nachlassen des in der Mitte umgelegten Schlauches tritt Saugwirkung ein. Länge

und Weite des Schlauches sind auszuprobieren. Ist Gummiballon und Gummischlauch durch zu starkes Ansaugen von infektiösem Material infiziert, so desinfiziert man ihn nach Austreibung aller Luft durch Sublimat.

Ganz infektionssicher kann man auch ohne Zuhilfenahme von Mund oder Gummiballon infektiöses Material in eine Pipette oder wenigstens in ihren unteren Teil (was ja meist völlig genügt) überführen, wenn man die zu pipettierende Flüssigkeit in ein schmales, hohes Reagenzglas überführt. Durch Eintauchen bis zum Grunde und schliessliches Neigen von Röhrchen und Pipette füllt sich letztere soweit es eben geht. Besonders die zu Wasseruntersuchungen verwendeten Pipetten für 1 und 2 ccm mit Zehnteleinteilung kann man auf diese Weise völlig gefahrlos füllen. Aber auch die höheren sogen. Serumpipetten sind so zu handhaben, wenn auch hierbei völlige Füllung meist nicht möglich ist.

Das gleiche Ziel verfolgt die Agglutinationstulpe („Müllersche Tulpe"), zu haben bei Beckmann in Kiel oder E. Leitz, Berlin NW Luisenstrasse): sie besteht aus einem etwa 17 cm langen, unten geschlossenen Rohr, dessen lichte Weite (etwa 6 mm) ein wenig grösser ist als die Stärke der zu benutzenden Pipetten (das Kieler Muster ist einer 5 mm starken 5 ccm Pipette angepasst). Nach oben schliesst sich an das Rohr eine etwa 9 cm hohe tulpenartige Erweiterung an (Durchmesser etwa 2,5 cm), so dass das ganze etwa 15 ccm, d. h. also die Abschwemmung einer Schrägagarkultur bequem fasst. Für Wassermann-Reaktionen sind grössere Modelle zu haben). Vor-

teil dieser Tulpe: Pipettenfüllung ist möglich bis zur Höhe des Flüssigkeitsspiegels, Ausnutzung des ganzen Inhaltes.

In Ermangelung von Pipetten lässt sich das Abmessen bei Agglutinationsversuchen auch mit Rekordspritzen vornehmen, bis 1/10, ja 1/20 ccm lassen sich damit bequem abmessen.

Typhusdiagnostikum. Namentlich den Bedürfnissen des praktischen Arztes und der kleinen Laboratorien angepasst ist für die Typhusdiagnose das von E. Merck-Darmstadt hergestellte Typhus- und Paratyphusdiagnostikum (Ficker), dessen man sich an Stelle der lebenden Kultur bedient. Es hat den Vorzug, dass es immer gebrauchsfertig ist, lange Zeit seine Agglutinationsfähigkeit gleich bleibt und mit seiner Benutzung keine Infektionsgefahr verbunden ist. Mit hinreichender Genauigkeit lassen sich dabei auch die Abmessungen ohne Pipette vornehmen, wenn man die von Wochenfeld und Schwarzschild in Cassel hergestellten Spitzgläschen benützt, die mit 1/10 ccm Einteilung versehen sind. Solche Gläschen kann man sich aus Glasrohr auch selbst fertigen und aichen. Das letztere geschieht durch Eingabe von Flüssigkeit aus Pravaz-Spritzen mit 1/10 ccm Graduierung. Kommt es aber darauf an, nicht nur die Serumverdünuungen 1 : 50 und 1 : 100 zu prüfen (wie es die Gebrauchsanweisung empfiehlt), sondern eine genauere Austitrierung des Serums mit dem Typhus- bezw. Paratyphusdiagnostikum vorzunehmen, so ist natürlich eine genauere Abmessung mittelst einer Pipette erforderlich.

Agglutinoskop. Lupen. Beim Ablesen der Agglutinationsresultate hat sich das Agglutinoskop bestens bewährt, es erleichtert die Beurteilung und ermöglicht vor allem auch eine Vergleichbarkeit der Ergebnisse. Wer es sich aus Sparsamkeitsgründen nicht anschaffen kann, tut gut, bei Feststellung der Agglutination immer die gleiche Methode des Besichtigens bei gleicher Beleuchtung und gleicher optischer Ausrüstung anzuwenden, also nicht verschiedene Lupen, sondern immer dieselbe. Übrigens wissen die wenigsten Mikroskopiker, dass sie jederzeit eine gute Lupe in Gestalt ihrer Mikroskopokulare vor sich haben, gerade zur Besichtigung von Agglutinationsröhrchen bewähren sich die Okulare bestens: man hält das Okular umgekehrt dicht ans Auge und das Agglutinationsröhrchen (in der bekannten Schräglage gegen die dunkle Zimmerecke mit Seitenbeleuchtung) dicht an das obere Glas des Okulars.

3. Identifizierungsmethoden mit kleinen Kulturmengen.

Bei den Massenuntersuchungen auf Typhus und Ruhr sind im Felde zur Material- und Zeitersparnis Methoden angewendet worden, von denen einige auch weiterhin berücksichtigt zu werden verdienen. Es sei hier verwiesen auf die Differentialdiagnose im hohlgeschliffenen Objektträger, wie sie von W. Halle und E. Přibram (Wien. klin. Wochenschr. 1916, S. 740) vorgeschlagen wurde und zuerst von Lindner für Gärungsversuche mit Hefen beschrieben worden ist. Sie eignet sich auch zur Feststellung von Vergärung

der verschiedenen Zuckerarten durch Bakterien sowie zur Untersuchung auf Reduktion. Eine wesentliche Materialersparnis tritt auch ein, wenn man nach dem Vorgange von G. Seiffert (Münch. med. Wechenschr. 1917. S. 94) von suspekten Kolonien nicht wie üblich Agarröhrchen, sondern für die Anreicherung einige Tropfen Drigalskiagar od. dergl., die man aus steriler Pipette auf Petrischalen auftropft, impft: nach 3—4 Stunden sind dann meist schon genügend Bakterienrasen gewachsen, um die weiteren Kulturen für die Identifizierung anzulegen. Die Gärprobe macht Seiffert so, dass 1 Tropfen steriler Traubenzuckerbouillon auf die gleiche Petrischale gegeben und mit Material der verdächtigen Kolonie geimpft wird, nachher Bedecken mit sterilem Deckglas. Gärung lässt sich nach 3 bis 4 Stunden mit der Lupe wahrnehmen. Vgl. auch L. L. Sobel (Münch. med. Wochenschr. 1917. S. 210).

4. Tierversuche.

Wer Tierversuche ausführen will, muss für das stete Vorhandensein wenigstens einiger Versuchstiere sorgen. Selbst wird man diese nicht immer zu halten brauchen, denn wohl allenthalben finden sich Leute, die aus Liebhaberei weisse Mäuse, Meerschweinchen und Kaninchen, also die am meisten gebrauchten Versuchstiere züchten, so dass man seinen Bedarf, wenn er nicht gar zu gross wird, leicht decken kann. Mäuse bewahre man in Einmachgläsern auf, wie sie die Hausfrauen brauchen; auf den Boden der Gläser bringt man etwas Torfmull, Sägespäne oder Watte, oben bedecke man sie mit einem

Stück Drahtnetz (von einem alten Fliegenfenster z. B.) und einem halben Mauerstein. Meerschweinchen und Kaninchen halte man in grossen Steinguttöpfen auf Torfmullunterlage und bedecke die Töpfe, wenn nötig, mit einem Stück Kistendeckel und einem Gewicht darauf. Das Verstreuen pathogener Keime ist durch die Verwendung von Steinguttöpfen als Käfigen sicherer als durch Benützung anderer Behälter auszuschliessen. Infizierte Tiere bringt man an einen nicht jedermann zugänglichen Platz

Impfen ohne Assistenz. Muss man Tiere ohne Assistenz impfen, so kann man sich bei Mäusen und Ratten der käuflichen Halteapparate verschiedener Konstruktion bedienen. Meerschweinchen halten sehr gut still, wenn man ihren Vorderkörper in einen an der Brust des Arbeitsrockes angebrachten senkrechten Schlitz oder in eine enge Blechbüchse mit einem schmalen Ausschnitt an einer Längsseite steckt. Mäuse fasst man bei Mangel an Assistenz für die subkutane oder intravenöse Injektion am Schwanz und lässt sie in ein Glas hängen, das mit Drahtnetz oder sonstigem Deckel bedeckt ist. Man zieht die Maus für die subkutane Impfung am Schwanz so gegen den Glasrand, dass die Gegend der Schwanzwurzel etwas zwischen Glasrand und Deckel vorsieht. Dann fasst man die vorbereitete Spritze. Für die intraperitoneale Injektion ohne Assistenz nimmt man die Maus am Schwanz mittelst Pinzette heraus, setzt sie auf den Tisch ohne loszulassen. Mit Daumen und Zeigefinger der andern Hand erfasst man sie am Nacken, so dass der Kopf gut fixiert ist. Man hebt sie nun auf, dreht sie um,

sodass der Rücken nach unten gekehrt ist und klemmt den Schwanz zwischen vierten und fünften Finger. Mit einer krummen Schere entfernt man dann an einer linsengrossen Stelle der Bauchhaut die Haare und stösst die vorbereitete Spritze ein.

Von Spritzen für die Impfung sind die Rekordspritzen zu empfehlen.

Festsitzende Spritzenstempel lösen sich durch Einlegen der Spritze in Petroleum nach $^1/_2$—1 Stunde (H. Mund) oder Antiformin (Nuetzel, für Glasstempelspritzen) oder durch Anwendung von Kälte (Einlegen in Eis oder Eis-Kochsalz, Weill) oder nach Anwendung von Chloräthyl (Lang).

Nach dem Tode der Versuchstiere verbrennt man die Torfstreu der Käfige im Herdfeuer und reinigt die Gläser oder Töpfe mit verdünnter roher Schwefelsäure. Sektionen von Versuchstieren macht man auf alten Kistendeckeln. Als Instrumentenkocher dient ein einfacher Spargelkocher.

Die Kadaver verbrennt man samt den Deckeln im Herdfeuer oder vergräbt sie an geeigneter Stelle tief in die Erde. Die Leichname kleinerer Tiere kann man auch durch Auskochen von lebenden pathogenen Keimen befreien und dann in beliebiger Weise beseitigen, oder man legt sie in rohe konzentrierte Schwefelsäure, in der sie sich auflösen. Auf jeden Fall sind infektiöse Kadaver alsbald nach der Sektion unschädlich zu machen. Ist aus äusseren Gründen das nicht sofort möglich, so bedecke man sie völlig mit in Sublimat eingetauchtem Fliesspapier oder schütze sie vor Fliegen durch eine Drahtglocke oder umgekehrte Kiste.

Entnahme von Untersuchungsmaterial am Krankenbette.

Für die Entnahme von Untersuchungsmaterial am Krankenbette lässt sich das erforderliche Instrumentarium nebst einigen Gegenständen zur Anfertigung von Präparaten und Kulturen leicht in der Tasche tragen. Ausser der schon erwähnten Platinnadel im zusammenlegbaren Schraubhalter und vielleicht der Platiniridiumlanzette kann man noch einige besondere Entnahmegeräte mit sich führen. So für Rachenabstriche Holzstäbchen aus Zigarrenkistenholz, an deren eines Ende mit einem Faden ein kleiner Wattebausch gebunden ist. Die Stäbchen werden in Reagenzgläschen gesteckt, durch einen Wattebausch festgehalten, so dass das Ende des Stabes herausragt, im Bratofen sterilisiert und in Blechhülsen, Pennale oder besonders käufliche Holzklötzchen eingepackt. Für die Entnahme von meningokokkenverdächtigem Material aus dem Nasenrachenraum empfiehlt sich einen Messingdraht an seinem Ende so umzubiegen, dass man beim Einführen in den Mund den am Ende befestigten Wattebausch bequem hinter das Gaumensegel führen kann. Flüssigkeiten, wie Eiter, Exsudate und dergleichen kann man auch in kleine, an einem Ende kapillar verjüngte Pipetten aufsaugen, die man sich durch Ausziehen von Glasröhrchen in der Flamme herstellt und in engen, mit Wattebausch versehenen Reagenzgläschen sterilisiert und transportiert. Zur Entnahme von Blut kann man die gleichen Röhrchen brauchen, indem man das aus einer Hautwunde austretende

Blut in sie aufsteigen lässt und darin zum Laboratorium bringt oder aus ihnen in das Reagenzglas ausbläst. Um Serum für die Widalsche Reaktion zu gewinnen, fängt man entweder Blut in Glaskapillaren von 1½—2 mm Weite auf, die man mit Wachs oder Siegellack verschlossen im Keller zur Serumabscheidung aufhebt, oder man tränkt mit dem Blut ein Wattebäuschchen, das in einem kleinen Zentrifugengläschen an einer den Korkstopfen durchbohrenden Nadel befestigt ist. Vor dem Zentrifugieren zieht man die Nadel durch den Kork etwas nach oben, es sammelt sich dann beim Zentrifugieren in der Kuppe eine erstaunlich grosse Quantität Serum an. Man kann das Blut auch in kleinen Reagenzröhrchen auffangen: die Serumausbeute ist dann grösser, wenn man nach dem Erstarren des Blutes mit einem Platindraht den an der Glaswand anklebenden Blutkuchen lockert.

Als Ort der Entnahme wählt man für kleine Quantitäten Blut das mit 70%igem Alkohol, dann trockener steriler Watte sauber gereinigte Ohrläppchen. Einstich mit scharfer steriler Lanzette, sterilem Messer, Stahlfeder (ungespalten oder gespalten, von der letzteren kann man auch die eine Branche entfernen) oder Franckescher Nadel.

Obwohl man im allgemeinen bei der Typhusdiagnose mit sehr wenig Blut auskommt, so empfiehlt sich doch die Entnahme von einem oder mehreren Kubikzentimetern Blut, weil man dann in der Lage ist, das Serum auszutitrieren und sich nicht gerade nur auf ein oder zwei Serumverdünnungen zu beschränken. Das restierende

Blutkoagulum kann ausserdem stets für die Gallenanreicherung Verwendung finden. Man wählt dann die Entnahme mittelst Spritze aus der Armvene.

Um aus dem entnommenen Blut möglichst klares Serum ohne Beimengung von Blutkörperchen zu erhalten, kann man im Röhrcheninnern kleine Zapfen oder Dorne von Glas anbringen, indem man das Glas an den betreffenden Stellen bis zur Rotglut erhitzt und von aussen mit einem metallenen Gegenstand (Messerrücken, Scheerenbranche od. dgl.) Eindrücke macht. Das Glas darf nicht zu dünn sein. Die vorstehenden Zapfen halten dann den Blutkuchen zurück und das klare Serum lässt sich ohne Verlust übergiessen.

Agar-, Serum- und Galleröhrchen kann man leicht ebenfalls bei sich führen, um sofort am Krankenbett Aussaaten vorzunehmen und vielleicht sofort in der inneren Westentasche die Bebrütung zu beginnen. Sehr bewährt hat sich für die Typhusdiagnose die Anreicherung der Typhusbazillen durch die Galle. Man versetzt am Krankenbett 5 ccm Galle mit 2—5 ccm frisch entnommenen Blutes. Die Galle verhindert das Gerinnen und ermöglicht bei 37° den eingebrachten Typhusbazillen eine baldige Vermehrung. Verfasser sah diese Vermehrung oft schon nach 6—8—10 Stunden im hängenden Tropfen. Zur Identifizierung wird man dann natürlich die Reinzüchtung folgen lassen, man kann aber auch zur Orientierung sofort schon mikroskopische Agglutination mit vorrätigem agglutinierenden Typhusserum (vom Tier) vornehmen.

Ausstriche für mikroskopische Untersuchungen macht man auf einen Objektträger, deckt einen zweiten auf die bestrichene Seite des ersten und wickelt beide in Schreibpapier.

Zweckmässige Gefässe in Holzhülsen, die bei den einzelnen übertragbaren Krankheiten zur Entnahme aller in Frage kommenden Untersuchungsmaterialien dienen können, sind amtlich für die Medizinaluntersuchungslaboratorien eingeführt.

Die als Anhang beigefügte Liste soll einen ungefähren Anhalt dafür geben, welche Einrichtungsgegenstände, Geräte und Vorräte ausser den in jedem Haushalt vorhandenen für ein kleines Laboratorium etwa nötig sind. Es versteht sich, dass je nach dem Umfange der auszuführenden Untersuchungen noch weitere Gegenstände erforderlich werden können. Nützlich schien es nur in Rücksicht darauf, dass in den Katalogen der Handlungen bakteriologischer Gerätschaften zum Teil recht überflüssige Dinge bei der Zusammenstellung von Laboratoriumseinrichtungen aufgeführt werden, die anliegende Liste beizugeben.

Zum Schlusse sei der Hinweis wiederholt, dass nur grosse Erfahrung und gute Technik auch mit den in diesem Schriftchen geschilderten einfachen Hilfsmitteln zuverlässige Ergebnisse erzielen kann. Wer sich der gegebenen Ratschläge bedienen oder weitere Vereinfachungen ersinnen und anwenden will, sei sich immer der Verantwortung bewusst, die ihm erwächst aus dem für ihn und seine Umgebung gefährlichen Arbeiten mit krankheitserregenden Bakterien, und der Folgen, die eine falsche bakteriologische Diagnose für den Kranken und die Allgemeinheit haben kann.

Einrichtungsgegenstände für ein kleines bakteriologisches Laboratorium.

Mikroskop.
Immersionszedernöl.
Dunkelfeld.
Dunkelfeld-Lampe.
Objektträger, auch hohlgeschliffene, und Deckgläschen
Vaseline.
Pinsel.
Thermometer bis 50 und 105° C.
Einrichtung zum Bebrüten bei Körperwärme.
Dampfkocheinrichtung.
Zentrifuge mit Zentrifugengläsern.
Platindraht verschiedener Stärke (ev. Schraubhalter dazu) oder Platinersatzdraht.
Glasstäbe.
Glasröhren.
Masszylinder.
Mess- und Vollpipetten.
Wassergläser.
Tropffläschchen.
Trichter verschiedener Grösse, auch kleine zum Filtrieren von Farblösungen.
Kochtopf (Emaille oder Aluminium).
Blech- oder Emailletrichter.
Blech- oder Emaillesiebe.
Emaillierte Kannen mit überfassendem Deckel und Bügelgriff.
Kork- und Gummistopfen.
Gummikappen.
Gummischlauch.
Quetschhähne.

Stativ mit Klemme.
Dreifuss mit Drahtnetz.
Bunsenbrenner oder Spirituslampe.
Grobes und feines Filtrierpapier.
Gewöhnliche und entfettete Watte.
Doppelschalen für Plattenkulturen.
Glasschalen verschiedener Form und Grösse.
Reagenzgläser, Gestell dazu.
Reagenzglasbürste.
Färbepinzetten.
Scheren.
Skalpelle.
Pinzetten.
Irdene Schüsseln für Sublimatlösung.
Grosser Steinguttopf.
Handtücher.
Wischtücher.
Alte feine Leinwand oder Mull zum Putzen von Objektträgern usf.

Farbstoffe und Chemikalien.

Fuchsin.
Methylenblau medicinale.
Gentianaviolett.
Kristallviolett Höchst.
Chrysoidin.
Giemsalösung.
Pelikantusche (Günther & Wagner).

Jod.
Jodkali.
Alkohol (Äthyl- und Methyl-Alkohol).
Äther.

Xylol.
Anilinöl.
Schwefelsäure.
Salzsäure.
Eisessig.
Milchsäure.
Karbolsäure.
Formalin.
Soda.
Kalilauge.
Antiformin.
Kochsalz.
Sublimatpastillen.
Destilliertes Wasser.
Gelatine.
Agar.
Pepton Witte.
Traubenzucker.
Milchzucker.
Mannit.
Glyzerin.
Lackmuspapier, blau und rot.

Sach-Register.

A.

Abfälle, Beseitigung 6.
Abmessen infektiöser Flüssigkeiten 84.
Agar-Agar 51.
Agarherstellung 39, 45, 47.
Agglutination 84.
Agglutinationstulpe 86.
Agglutinoskop 88.
Anaërobenverschluss nach Burri 68.
Anaërobenzüchtung 66.
Arbeitsraum 1.
Arbeitstisch 3.
Aszites-Nährböden 55.
Austrocknung, Schutz vor 40 ff.

B.

Beize für den Arbeitstisch 4.
Beleuchtung für Mikroskop 2.
Beleuchtung für Dunkelfeld 9.
Blutagar 55.
Blutserum für Nährböden 52.
Blutserum für Widal 93.
Bouillon 45.
Brenner 5.
Brolonkapseln 40.
Brutapparate 70.
Burris Tuscheverfahren 28.

C.

Cedernöl 17.
Chloräthyl zur Kühlhaltung 82.
Chlorkalk zur Desinfektion 6.
Chloroform zur Konservierung 52.
Cofferdam als Glasverschluss 42.

D.

Dampfdesinfektion 6.
Dampfkochtöpfe 31.
Dampfsterilisation 31.
Dampftopfeinsätze 35.
Deckgläser 11, 12.
Deckgläserreinigung 12 ff.
Deckglaspinzette 16.
Desinfektion von Händen 6.
Desinfektion von Kadavern 91.
Desinfektion von Kulturgläsern 6.
Desinfektion von Objektträgern 6.
Diphtheriebazillen-Nachweis 24.
Doppelschalen (Petri) 58.
Drüsenpunktion zum Pallida-Nachweis 27.
Dunkelfeld 8, 26.
Dunkelfeldbeleuchtung 9 ff.
Dunkelfeldkondensoren 9.

E.

Einsätze für den Dampftopf 35.
Einschliessen mikroskopischer Präparate 17.
Endotabletten 48.
Entnahmeapparate 92, 95.
Essigsaures Natron für Brutapparate 76.
Exsikkatoren 58.

F.

Farbfläschchen 20.
Farblösungen, Aufbewahrung 20.
Farbstifte nach Friedberger 21.
Farbstoffe 18.
Farbstofftabletten 22.
Farbstoffkapseln 22.
Farbträger nach Blücher 21.
Färbegestell 16.
Färbung von Bakterien 16.
Feuchte Kammer für mikroskopische Präparate 15.
Fickers Typhus- und Paratyphus-Diagnostikum 87.
Filtration von Nährböden 46.
Fixieren von Bakterienmaterial 16.
Flaschen für Nährböden 39.
Flaschenverschlüsse 40 ff.
Fleischersatz für Nährböden 47.
Fleischextrakt für Nährböden 47.
Fleischwasser 45.
Fraktionierte Aussaat 60.

G.

Galleröhrchen 56, 94.
Gärungsröhrchen 66.
Gefrierschnitte 30.
Giemsafarbe 20, 22.
Giemsafärbung 28.
Giemsafärbung, Modifikation von E. Hoffmann 29.
Gonokokkenfärbung 26.
Gramsche Färbung 19.
Gummikappen 42.

H.

Händedesinfektion 6.
Hängender Tropfen 14.
Hefe für Nährböden 50.

I.

Immersionsöl als Einschlussmittel 17.
Impfen von Versuchstieren 89.
Injektionsspritzen 91.
Isolierung von Bakterien 58.

J.

Jenaer Glas 37.

K.

Kadaverbeseitigung 91.
Kanadabalsam 17, 18.
Karbolsäure zur Desinfektion 6.
Kartoffelnährböden 56.
Klärung von Nähr-Gelatine 46.
Kochkiste 77, 78.
Kohlensäure, flüssige zur Kühlhaltung 82.
Kolonienzählung 82.
Konservierung von lebenden Bakterien 57.
Konservierung ungefärbter Präparate 18.
Körnchenfärbung nach M. Neisser 25.
Kühlhaltung 82.
Kultursammlung 57.
Kulturverfahren 57.

L.

Lampe zum Mikroskopieren 2.
Lichtquelle fürs Mikroskop 2.
Liebigs Fleischextrakt für Nährböden 47.
Löfflerserum 52.
Lupen 88.

M.

Maggi-Präparate für Nährböden 48.
Massenkulturen 59.
Mastisol 18.
Menschenblut für Nährböden 55.
Mikroskop 7.
Mikroskopierlampe 2.
Mikroskopische Präparate 11.
Milchnährböden 56.

N.

Nachtlichter für Thermostaten 75.
Nadelhalter 64.
Nähragar 45.
Nährböden 38.
Nährbödenaufbewahrung 39 ff.
Nährbouillon 45.
Nährgelatine 45.
Neutralisieren 46.

O.

Objektträger 11.
Objektträger, Reinigung gebrauchter 12.
Objektträger für Dunkelfeld 15.
Objektträgergestell 16.
Ochsena zu Nährböden 50.
Okulare als Lupen 88.

P.

Paraboloidkondensor C. Zeiss 9.
Paraffin als Verschlussmittel 43.
Paraffinieren des Arbeitsplatzes 4.
Paraffinöl als Einschlussmittel 18.
Paraffinöl zur Konservierung ungefärbter Präparate 18.
Paratyphusdiagnostikum nach Ficker 87.
Pepton zu Nährböden 51.
Peptonwasser 51.
Petrische Schalen 58.
Petroleumheizung für Brutschränke 72.
Petroleumheizung für Sterilisatoren 35.
Plastilin zum Abdichten 44.
Platinersatz 64.
Platinnadel 64.
Plazenta zu Nährböden 45.
Plattenverfahren 58.
Pneumokokken, Konservierung 57.

R.

Ragitnährböden 48.
Reagenzglasgestell 65.
Reagenzgläser 37.
Reagenzgläser, Reinigung 38.
Reduktion, Prüfung auf 89.
Reinkultursammlung 57.
Reizserum, Gewinnung 27.
Rextöpfe als Dampftöpfe 33.
Rollröhrchen 59.
Roses Metall als Flaschenverschluss 40.

S.

Salzsäure zur Desinfektion 6.
Sanogres Kochapparat als Trockensterilisator 36.
Schnittpräparate 29.
Schusterkugel 3.

Schwefelsäure zur Desinfektion 6, 91.
Sektion von Versuchstieren 91.
Serumagar 55.
Serumgewinnung für Widal 93.
Serumnährböden 52.
Soxhlets Milchkocher als Dampftopf 33.
Spiegelkondensor C. Reichert 9.
Spiegelkondensor C. Leitz 9.
Spiritusbunsenbrenner 5.
Spiritusflamme 5.
Spirochaeta pallida Nachweis 26.
Spritzen zur Tierimpfung 91.
Spritzenstempel, Lösung festsitzender 91.
Sputum, tuberkulöses, Untersuchung 23.
Stanniol als Flaschen- und Röhrchenverschluss 40, 42.
Stearinkerzen für Thermostaten 75.
Sterilisierbüchsen 34.
Sterilisierung mittelst Dampf 31.
Sublimat zur Desinfektion 6.
Syphilis-Spirochaete, Nachweis 26.

T.

Taffonal 18.
Testobjekte für Mikroskope 8.
Thermophore 76.
Thermosflaschen 79 ff.
Tierkäfige 89.
Tierversuche 89.
Trichterblende für Dunkelfeld 9.
Trockenhefe zu Nährböden 50.
Trockennährböden nach Doerr 49.
Trockensterilisation 35.
Tuberkelbazillen - Anreicherung 24.
Tuberkelbazillenfärbung
a) Ziehl-Neelsen 23.
b) Pappenheim 24.
Tuscheverfahren nach Burri 2
Typhusbazillen - Anreicherung durch Galle 94.
Typhusdiagnose 87, 88, 93 ff.
Typhusdiagnostikum nach Ficke 87.

U.

Untersuchungsmaterial, Entnahme 92.

V.

Vergärung von Zuckerarten 8
Verschimmeln, Schutz vor 4
Versuchstiere 89.

W.

Wärmeschutz bei Brutschränke 71.
Wasseransammlung in Schale Verhütung 62.
Wasserdampfsterilisation 31.
Wasserspülvorrichtung 4.
Wasserkocher an Petroleumlampe 63.
Watte 42.
Wechselkondensor 9.
Wecktöpfe als Dampftöpfe 8
Widals Reaktion 87.

X.

Xylolith für Arbeitsplatz 4.

Z.

Zählung von Kolonien 82.
Zellstoffwatte als Glasverschlu 42.
Zentrierung am Mikroskop 8.
Züchtungsverfahren 57.

UNIVERSITY OF ILLINOIS-URBANA
3 0112 067745353